



CULTIVO DE MICROALGAS: DIMENSIONAMENTO DE UMA INSTALAÇÃO DO TIPO RACEWAY POND

CARLOS ANTÓNIO LOPES DA ROCHA

outubro de 2016

CULTIVO DE MICROALGAS: DIMENSIONAMENTO DE UMA INSTALAÇÃO DO TIPO *RACEWAY POND*

Carlos António Lopes da Rocha

2016

Instituto Superior de Engenharia do Porto
Departamento de Engenharia Mecânica

CULTIVO DE MICROALGAS: DIMENSIONAMENTO DE UMA INSTALAÇÃO DO TIPO *RACEWAY POND*

Carlos António Lopes da Rocha
1091165

Dissertação apresentada ao Instituto Superior de Engenharia do Porto para
cumprimento dos requisitos necessários à obtenção do grau de Mestre em Engenharia
Mecânica - Energia, realizada sob a orientação da Engenheira Nídia Sá.

2016

Instituto Superior de Engenharia do Porto
Departamento de Engenharia Mecânica

JÚRI

Presidente

Doutor Francisco José Gomes Da Silva>

Professor Adjunto do Instituto Superior de Engenharia do Porto

Orientador

Doutora Nídia de Sá Caetano

Professora Coordenadora do Instituto Superior de Engenharia do Porto

Arguente

<Grau Académico e Nome>

<Categoria, Instituição>

AGRADECIMENTOS

Ao Doutor Francisco Silva por toda a orientação e esclarecimento de dúvidas.
À Doutora Nídia Sá Caetano por todo o empenho e esforço em ajudar na redação e organização desta dissertação, por me receber e orientar no decorrer deste projeto.
Agradeço à minha mãe, tios e Licínia Sousa, por todo o apoio incondicional, apesar das adversidades.

Palavras-chaveMICROALGAS, *RACEWAY POND*, PARÂMETROS DE CULTIVO**RESUMO**

O cultivo de microalgas é uma prática que está em desenvolvimento, nos dias de hoje, tendo varias aplicações como a indústria alimentar, farmacêutica, a produção de bio combustíveis, entre muitas outras finalidades.

Neste projeto pretende-se desenvolver um sistema aberto de cultivo de microalgas em lagoa arejada, tipo *raceway pond*, compreendendo os diversos sistemas que o constituem. A capacidade deste sistema é de 3,8 m³, 25 m² e 0,15 m para a profundidade da cultura. As espécies de microalgas requisitadas são a *Spirulina platensis* e a *Chlorella vulgaris*.

Com estas restrições, são elaborados métodos que permitam o controlo de parâmetros essenciais ao crescimento das microalgas, tais como, a temperatura da cultura, o pH, a luminosidade, o escoamento, a concentração de CO₂, entre outros.

Inicialmente, é efetuada uma pesquisa e análise do estado de arte, estudando as técnicas e tecnologias já utilizadas na cultura de microalgas, bem como as tipologias de *raceway's* existentes, percebendo assim a melhor orientação a dar ao projeto.

São abordados os aspetos técnicos e económicos do projeto, construção e funcionamento de um *raceway pond*.

O trabalho desenvolvido permite verificar que a produção de microalgas em lagoas arejadas, tipo *raceway pond*, atualmente é um processo corrente na produção comercial de microalgas. Apesar de não ser possível controlar, da forma mais eficaz, os parâmetros essenciais ao crescimento das microalgas, devido principalmente às condições ambientais, é um sistema muito utilizado para este tipo de produção porque é muito económico realizar uma instalação e gerir o processo.

KEYWORDS*MICROALGAE, RACEWAY, CULTIVATION PARAMETERS***ABSTRACT**

The cultivation of microalgae is a practice that is in development today, with various applications such as food, pharmaceutical, bio fuel production, among many other purposes.

This project aims to develop an open system of microalgae cultivation in aerated lagoon type *raceway pond*, comprising the various systems that constitute it. The capacity of this system is 3.8 m³ and 25 m² 0, 15 m of the culture depth. The species of microalgae that were required are *Spirulina platensis* and *Chlorella vulgaris*.

With these constraints, methods are designed to enable control of essential parameters to the growth of microalgae such as the culture temperature, pH, light, flow, concentration of CO₂, among others.

Initially, a research and analysis of the state of art is done by studying the techniques and technologies already used in microalgae culture, as well as existing *raceway*'s typologies, thus realizing the best way to start the project.

The technical and economic aspects of the design, construction and operation of a *raceway pond* are covered.

The work shows that the production of microalgae in aerated lagoons, type *raceway pond*, is now a current process in commercial production of algal biomass. Although it is not possible to control, more effectively the essential parameters to the growth of microalgae, mainly due to environmental conditions, is a system commonly used for this type of production because it is very economical to perform a setup and manage the process.

LISTA DE SÍMBOLOS E ABREVIATURAS

Lista de Abreviaturas

Termo	Designação
PVC	Policloreto de vinilo
PAR	Radiação ativa fotossinteticamente
CO ₂	Dióxido de carbono

Lista de Unidades

Termo	Designação
A	Área de superfície do <i>raceway</i> (m ²)
d _h	Diâmetro hidráulico do <i>raceway</i> (m)
e	Eficiência do motor e <i>paddlewheel</i>
f _M	Fator de atrito do canal (s m ^{-1/3})
g	Aceleração gravítica (9,81 m s ⁻¹)
h	Profundidade de cultura (m)
P	Potência requerida pelo <i>paddlewheel</i> (W)
u	Velocidade média do escoamento (m s ⁻¹)
μ	Viscosidade da cultura (Pa s)
ρ	Densidade da cultura (kg m ⁻³)
V	Volume (m ³)
r	Raio de uma circunferência (m)

Lista de Símbolos

Termo	Designação
°C	Graus celsius
p	Comprimento do <i>raceway</i> como mostra a Fig. 9
q	Largura do <i>raceway</i> como mostra a Fig. 9
GS	Constante solar
Re	Número de Reynolds Equação (3)
w	Largura do canal como mostra a Fig. 9
NaHCO ₃	Bicarbonato de sódio
K ₂ HPO ₃	Dipotássio fosfite
NaNO ₃	Nitrato de sódio
K ₂ SO ₄	Sulfato de potássio
NaCl	Cloreto de sódio
MgSO ₄ .7H ₂ O	Sulfato de magnésio
CaCl ₂	Cloreto de cálcio
FeSO ₄ .7H ₂ O	Sulfato de ferro

EDTA	Ácido etilenodiamino tetra-acético
H ₃ BO ₃	Ácido bórico
MnCl ₂ .4H ₂ O	Cloreto de manganês tetrahidratado
ZnSO ₄ .7H ₂ O	Sulfato de zinco heptahidratado
CuSO ₄ .5H ₂ O	Sulfato de cobre pentahidratado
MnO ₃	Óxido de manganês
NH ₄ VO ₃	Metavanadato de amônio
KCr (SO ₄) ₂ .12H ₂ O	Alumem de crômio e potássio dodecahidratado
NiSO ₄ .6H ₂ O	Sulfato de níquel hexahidratado
Na ₂ WO ₄ .2H ₂ O	Tungstato de sódio dihidratado
TiSO ₄ .H ₂ SO ₄ .8H ₂ O	Oxisulfato de titânio octahidratado
CO (NO ₃) ₂ .6H ₂ O	Nitrato de carbono hexahidratado
KNO ₃	Nitrato de potássio
MnCl ₂	Cloreto de manganês
ZnSO ₄	Sulfato de zinco
KH ₂ PO ₄	Fosfato monopotássico
CoSO ₄	Sulfato de cobalto
Na ₂ MoO ₄	Molibdato de sódio
FeCl ₃	Clorito de ferro
Fe-citrato	Citrato de ferro
Na ₂ EDTA	Ácido etilenodiamino tetra-acético de sódio
K ₂ HPO ₄	Hidrogenofosfato de potássio

ÍNDICE DE FIGURAS

FIGURA 1 - <i>SPIRULINA PLATENSIS</i>	7
FIGURA 2 - <i>CHLORELLA VULGARIS</i>	7
FIGURA 3 - ESTRUTURA CELULAR DA CÉLULA DA <i>CHLORELLA</i>	12
FIGURA 4 - <i>RACEWAY OPEN POND</i>	17
FIGURA 5 - FOTOBIORREATOR TUBULAR	19
FIGURA 6 - RADIAÇÃO INCIDENTE	23
FIGURA 7 - <i>RACEWAY</i> PROJETADO	36
FIGURA 8 - IDENTIFICAÇÃO DOS CONSTITUINTES DO <i>RACEWAY</i>	36
FIGURA 9 - LEGENDA DO <i>RACEWAY</i> PARA CÁLCULOS	37
FIGURA 10 - <i>RACEWAY</i> SIMPLES, ZONAS MORTAS (RELAÇÃO VELOCIDADE E PROFUNDIDADE)	38
FIGURA 11 - <i>RACEWAY</i> COM BARREIAS DEFLETORAS, ZONAS MORTAS (RELAÇÃO VELOCIDADE E PROFUNDIDADE)	38
FIGURA 12 - ORIENTAÇÃO DOS FLUXOS NO <i>RACEWAY</i>	39
FIGURA 13 - MOTOR MICRO-ONDAS PARA <i>PADDLEWHEEL</i>	41
FIGURA 14 – VISTA LATERAL <i>PADDLEWHEEL</i> , DISCO, VEIO E 8 PÁS, AUTOCAD	41
FIGURA 15 - MEDIDOR DE PH, PCE-PH 22 DA PCE INSTRUMENTS	42
FIGURA 16 - TUBE-65-580 DA MARCA <i>BLOWTAC</i>	43
FIGURA 17 - <i>ECO KIT CLASSIC 2 L, ECO ARIUM</i>	43
FIGURA 18 - LUXIMETRO MILWAUKEE MW700 DA TEST EQUIPMENT DEPOT	44
FIGURA 19 - DEPÓSITO TIPO CAIXA DE ÁGUA, 2000 LITROS	45
FIGURA 20 - BOMBA UNIVERSAL 2400 MARCA EHEIM	46
FIGURA 21 - DESENHO ESQUEMÁTICO DA INSTALAÇÃO DAS BOMBAS	46
FIGURA 22 - ROTÂMETRO PARA OS DOIS SISTEMAS DE TUBAGENS	47
FIGURA 23 - INSTALAÇÃO DRENAGEM, IDENTIFICAÇÃO COMPONENTES	47
FIGURA 24 - INSTALAÇÃO DE ENCHIMENTO, IDENTIFICAÇÃO DE COMPONENTES	48

ÍNDICE DE TABELAS

TABELA 1 - APLICAÇÕES DAS MICROALGAS	8
TABELA 2 - COMPOSIÇÃO EM AMINOÁCIDOS (ADAPTADO DE RODRIGUES, 2008)	9
TABELA 3 - COMPOSIÇÃO EM ÁCIDOS GORDOS (ADAPTADO DE RODRIGUES, 2008)	9
TABELA 4 - VITAMINAS E MINERAIS PRESENTES NA <i>SPIRULINA PLATENSIS</i> (ADAPTADO DE FALQUET, 2000)	10
TABELA 5 – COMPOSIÇÃO ELEMENTAR DA <i>CHLORELLA</i>	13
TABELA 6 - COMPOSIÇÃO BIOQUÍMICA DE ALIMENTOS HUMANOS E ESPÉCIES DE MICROALGAS (ADAPTADO DE BECKER, 2004)	14
TABELA 7 - COMPOSIÇÃO DE LIPÍDEOS (ADAPTADO DE GRIFFITHS ET AL., 2011)	14
TABELA 8 - COMPARAÇÃO ENTRE SISTEMAS	20
TABELA 9 – COMPOSIÇÃO QUÍMICA DO MEIO DE ZARROUK	25
TABELA 10 – COMPOSIÇÃO DA SOLUÇÃO A5 E B6	25
TABELA 11 – COMPOSIÇÃO DO MEIO SD PARA CULTIVO DE <i>CHLORELLA VULGARIS</i>	26
TABELA 12 - SOLUÇÃO DS-A E DS-B	26
TABELA 13 - MONITORIZAÇÃO DO PROCESSO	35

ÍNDICE

1	INTRODUÇÃO	3
1.1	Introdução	3
1.2	Objetivos	3
1.3	Organização da tese	3
2	REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	7
2.1	Microalgas e Aplicações	7
2.2	<i>Spirulina platensis</i>	8
2.2.1	Composição elementar	10
2.2.2	Estrutura da parede celular	11
2.2.3	Temperatura de cultivo	12
2.2.4	pH do meio	12
2.3	<i>Chlorella vulgaris</i>	12
2.3.1	Composição elementar	13
2.3.2	Estrutura de parede celular	15
2.3.3	Temperatura de cultivo	15
2.3.4	pH do meio	15
2.4	Sistemas de cultivo de microalgas	16
2.3.5	Produção Autotrófica	16
2.3.6	Sistemas abertos	16
2.3.7	Sistemas Fechados	18
2.5	Inóculo da cultura	21
2.6	pH e dióxido de carbono	21
2.7	Radiação	22
2.8	Influência do oxigénio	23
2.9	Dependência da fotossíntese	24
2.10	Contaminações	24
2.11	Meio de cultivo	25
2.11.1	<i>Spirulina platensis</i> – meio Zarrouk	25

2.11.2	<i>Chlorella vulgaris</i> – meio com água do mar	26
2.12	Águas residuais tratadas	26
2.12.1	Processos de tratamento de águas residuais urbanas	27
2.12.2	Tratamento preliminar	27
2.12.3	Tratamento primário	28
2.12.4	Tratamento secundário	28
2.12.5	Tratamento terciário	29
2.13	Cultivo semi-contínuo	29
2.14	Colheita	30
2.14.1	Centrifugação	30
2.14.2	Flotação	30
2.14.3	Filtração	30
2.14.4	Floculação	31
2.15	Secagem	32
3	DIMENSIONAMENTO	35
3.1	Monitorização	35
3.2	Configuração do <i>raceway</i>	36
3.3	Meio de escoamento da cultura	40
3.4	pH e CO₂	42
3.5	Temperatura e luminosidade	44
3.6	Colheita	45
		47
3.7	Enchimento	48
3.8	Secagem	49
3.9	Desenhos técnicos em 2D	50
4	CONCLUSÕES	59
4.1	TRABALHOS FUTUROS	60
5	BIBLIOGRAFIA E OUTRAS FONTES DE INFORMAÇÃO	63

5.1	Artigos da internet	65
6	ANEXOS	69
6.1	Motor micro-ondas	69
6.2	Medidor de pH	69
		69
6.3	Kit classic CO₂	70
6.4	Difusor CO₂	70
6.5	Luxímetro	71
6.6	Caixa de água	71
6.7	Bomba para drenagem e enchimento	72
		72
6.8	Rotâmetro	73

INTRODUÇÃO

1.1 *INTRODUÇÃO*

1.2 *OBJETIVOS*

1.3 *ORGANIZAÇÃO DA TESE*

1 INTRODUÇÃO

1.1 Introdução

A produção de microalgas tem recebido, recentemente, uma atenção acrescida, devido ao fato de estes micro-organismos aquáticos terem produtividades específicas (por unidade de área) muito superiores às de outras espécies vegetais convencionais.

Na verdade, a biomassa microalgal, ou os seus constituintes, pode ser cultivada, colhida e usada quer como fonte nutricional para humanos e animais, quer como matéria-prima para a produção de biocombustíveis, continuamente (sem sazonalidade) e com rendimentos muito interessantes e superiores aos de culturas de oleaginosas ou cerealíferas convencionais. No entanto, o seu cultivo requer condições específicas, não só de iluminação, como de escoamento e agitação.

Acresce ainda que a colheita de microalgas ainda coloca alguns desafios técnicos de engenharia que importa resolver.

1.2 Objetivos

Neste trabalho pretende-se realizar o projeto de um sistema aberto de cultivo de microalgas em lagoa arejada, tipo *Raceway Pond*, compreendendo ainda o sistema de colheita da biomassa e controlo de toda a unidade. A capacidade deste sistema é de 3,8 m³.

1.3 Organização da tese

Esta dissertação encontra-se dividida em 4 capítulos. No primeiro capítulo apresenta-se a problemática associada ao tema desenvolvido, identificando-se também os principais objetivos do trabalho e a organização do presente documento.

O Capítulo 2 apresenta a revisão crítica da literatura. As principais características das microalgas e conceitos relacionados com as mesmas, bem como as suas principais aplicações, os meios e parâmetros para o seu cultivo. O estado de arte das tecnologias de crescimento de microalgas já existentes é também revisto.

O Capítulo 3 descreve o dimensionamento realizado e apresenta a discussão das escolhas dos equipamentos, métodos e *designs* para o cultivo das microalgas em estudo (*Spirulina platensis* e *Chlorella vulgaris*)

O Capítulo 4 avalia qualitativamente o trabalho realizado, tendo em conta os objetivos iniciais traçados. As limitações encontradas durante o mesmo e sugestões para trabalho futuro, a desenvolver na mesma temática, são também apresentados neste capítulo.

REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 *MICROALGAS E APLICAÇÕES*

2.2 *SPIRULINA PLATENSIS*

2.3 *CHLORELLA VULGARIS*

2.4 *SISTEMAS DE CULTIVO DE MICROALGAS*

2.5 *INÓCULO DE MICROALGAS*

2.6 *pH E DIOXIDO DE CARBONO*

2.7 *RECIRCULAÇÃO DA ÁGUA*

2.8 *RADIAÇÃO*

2.9 *IMPACTO DO OXIGENIO*

2.10 *DEPENDENCIA DA FOTOSSINTESE*

2.10 *CONTAMINAÇÕES*

2.11 *MEIO DE CULTIVO*

2.12 *AGUAS RESIDUAIS TRATADAS*

2.13 CULTIVO SEMICONTINUO

2.14 COLHEITA

2.15 SECAGEM

2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 Microalgas e Aplicações

Microalgas são micro-organismos fotossintéticos procarióticos ou eucariotas que não possuem raízes, haste e folhas (Lee, 1989). O seu desenvolvimento pode ocorrer em diferentes habitats, como desertos e até mesmo regiões polares (Harwood and Guschina, 2009). Formam a base da cadeia alimentar, em ambientes aquáticos, através da construção de biomassa orgânica a partir de CO₂ inorgânico (Longhurst *et al.*, 1995). Microalgas, também chamadas fitoplâncton, podem existir como seres unicelulares, em cadeias, ou em grupos, e são responsáveis por cerca de 40% da fotossíntese mundial (Andersen, 1992). Embora existam mais de 40.000 espécies de microalgas (Richmond, 2004), muito poucas delas têm sido exploradas pela biotecnologia até agora. A alga verde *Chlorella sp.* e a cianobactéria *Spirulina* (atualmente designada de *Arthrospira*) dominam claramente o mercado atual de microalgas, mas a *Dunaliella sp.*, *Haematococcus sp.*, e *Aphanizomenon sp.* também são espécies comuns na aquicultura comercial (Spolaore *et al.*, 2006). Da produção mundial estimada anual de 10.000 toneladas de biomassa seca, cerca de metade é realizada na China.

Na Figura 1 e 2, são mostradas, microscopicamente, as algas referidas.

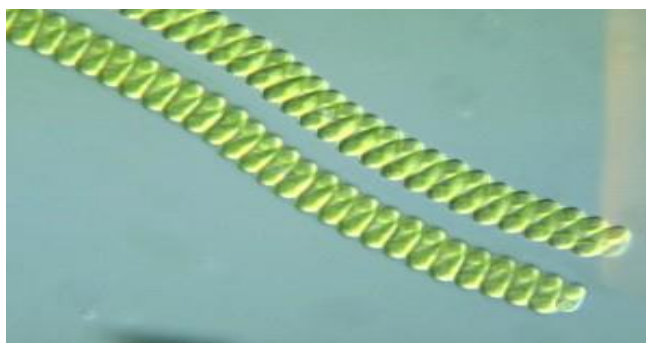


Figura 1 - *Spirulina platensis*

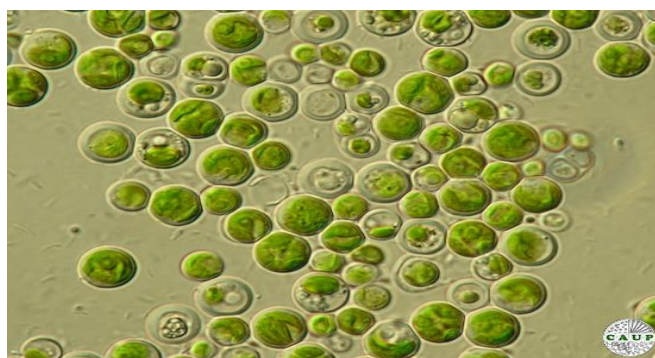


Figura 2 - *Chlorella vulgaris*

As microalgas usam a energia solar para combinar água e dióxido de carbono, de modo a produzir células de biomassa como será descrito mais adiante. Cada vez mais, as microalgas

estão a ser estudadas e desenvolvidas em sistemas de elevado valor (Tabela 1). As microalgas estão a ser comercializadas para alimentação humana, alimentação animal, produtos nutricionais, cosméticos, farmacêuticos, aplicações ambientais. (Richmond, 2004).

Tabela 1 - Aplicações das Microalgas

Aplicações das Microalgas			
Corantes	Produtos comerciais	Alimentação	Produtos Farmacêuticos
Corantes e pigmentos para alimentação, cosméticos e farmacêuticos	Absorventes, enzimas, polímeros, combustíveis biodiesel, alimentação de aquacultura	Nutricionais, aditivos	Antibióticos, ácidos gordos, agentes para diagnósticos

2.2 *Spirulina platensis*

A *Arthrospira* (*Spirulina*) é um género de cianobactéria pluricelular e filamentosa, de cor verde azulada, pertencente à ordem *Oscillatoriales*, família *Cyanophyceae*. Apresentando neste género diversas espécies, entre as quais a *Spirulina platensis*, a microalga mais utilizada para alimentação humana e de animais, por apresentar perfil nutricional ideal como suplemento alimentar. São formadas principalmente por tricomas – cadeias cilíndricas dispostas em forma helicoidal – que variam de tamanho e morfologia, conforme as condições de crescimento.

A orientação desses tricomas, pode ser afetada pela temperatura à qual as células são submetidas, ou por qualquer tipo de *stress* mecânico, tal como agitação contínua durante um cultivo. São habitualmente foto autotróficas, ou seja, utilizam energia luminosa na fotossíntese para o seu próprio desenvolvimento, no entanto estudos recentes reportaram o crescimento de algumas espécies de *Arthrospira* em cultivos mixotróficos e heterotróficos nos quais são utilizadas fontes orgânicas de carbono (Chisti, 2007).

A *Spirulina* habita em águas tropicais e subtropicais caracterizadas por elevados níveis de carbonato e bicarbonato, e tem sido encontrada nos mais diferentes ambientes como águas salobras, mar, piscinas de mar, lagoas salinas, águas subárticas, tropicais e fontes de água termais, sendo estes organismos capazes de adaptação a condições ambientais extremas. Ao contrário de outras microalgas, apresenta baixa suscetibilidade a contaminação por outros micro-organismos devido ao seu cultivo suportar uma elevada gama de pH.

A *Spirulina* possui uma composição centesimal variável, influenciada pelas condições de crescimento, dentre as quais podem ser mencionadas a temperatura, luminosidade, e quantidade de nitrogénio disponibilizado. É considerada como alimento completo, apresentando elevado teor em proteínas, valor este que varia conforme a condição de crescimento, estando presentes ficocianinas, biliproteínas envolvidas nas reações bioquímicas de fotossíntese e que funcionam como reservatórios de nitrogénio. Tomando em consideração o fator qualitativo, a proteína da *Spirulina platensis* é completa, contendo todos os aminoácidos essenciais e não essenciais (Tabela 2), com a presença de metionina, aminoácido ausente na maioria das cianobactérias e algas, e uma parede celular constituída por polissacarídeos, apresentando uma alta digestibilidade, de cerca de 86%.

Tabela 2 - Composição em aminoácidos (Adaptado de Rodrigues, 2008)

Aminoácido (AA)	<i>Spirulina platensis</i> (mg AA. g PTN⁻¹)
Fenilalanina	53
Histidina	22
Isoleucina	67
Leucina	98
Lisina	48
Metionina	25
Treonina	62
Triptofano	3
Valina	71

Os ácidos gordos polinsaturados nela presente, são principalmente o ácido palmítico, linoleico, oleico e, especialmente, os ácidos essenciais alfa-linoleico e gama-linoleico (Tabela 3), correspondendo estes últimos a até 30% de todos os ácidos gordos presentes. Apresentam uma concentração de ácido gama-linoleico elevada entre os organismos vegetais, variando, principalmente, com a fonte de nitrogénio.

Tabela 3 - Composição em ácidos gordos (Adaptado de Rodrigues, 2008)

Ácidos gordos	Teor (% em relação ao conteúdo lipídeo)
Palmítico	34-42
Palmitoleico	9-11.5
Oléico	3-8
Linoleico	19-36
Gama-linolénico	16-25

O consumo adequado de vitaminas e minerais é importante para a manutenção das diversas funções metabólicas do organismo, visto que eles participam de processos celulares relacionados com o metabolismo energético, contração, reparação e crescimento muscular, defesa antioxidante e resposta imune. A não ingestão/absorção desses micronutrientes pode proporcionar um estado de carência nutricional, e consequentemente algumas patologias, assim a composição média das principais vitaminas e minerais encontrados na microalga *Spirulina platensis* podem ser observados na Tabela 4.

Tabela 4 - Vitaminas e minerais presentes na *Spirulina platensis* (Adaptado de Falquet, 2000)

Vitaminas	Símbolos	<i>S. platensis</i> (mg/100g)	Minerais	Símbolos	<i>S. platensis</i> (mg/100g)
Ácido ascórbico	C	42-195.3	Cálcio	C	4.000
Calciferol	D	12000U	Ferro	Fe	1.060
Tocoferol	E	10-19	Potássio	K	15.200
Tiamina	B ₁	0.8-15.4	Magnésio	Mg	4.800
Riboflavina	B ₂	0.2-0.9	Manganésio	Mn	26
Nicotinamida	B ₃	0.6-5.3	Molibdénio	Mb	1.50
Piroxidina	B ₆	0.3-4.0	-	-	-
Cianocobalamina	B ₁₂	0.3-0.8	-	-	-

2.2.1 Composição elementar

Proteínas

A *Spirulina* tem uma alta concentração de proteínas (60% - 70% do seu peso seco). A *Spirulina* é útil em nutrição humana, devido à elevada qualidade e à quantidade das suas proteínas. O valor nutritivo de uma proteína está relacionado com a qualidade dos aminoácidos, coeficiente de digestibilidade, bem como com o seu valor biológico. A *Spirulina* contém aminoácidos essenciais, e os valores mais elevados são leucina (10,9% do total de ácidos aminados), valina (7,5%) e isoleucina (6,8%). A desnaturação de proteínas da *Spirulina* é observada quando as algas são aquecidas acima de 67 °C, em solução aquosa neutra. A interação hidrofóbica de regiões durante o aquecimento e formação de pontes de hidrogénio durante o arrefecimento são fatores de agregação e gelificação de proteínas na *Spirulina* (Richmond, 2004).

Vitaminas

Como alimento, a *Spirulina* tem provitamina A de concentração relativa elevada. Uma dose excessiva de β -caroteno pode ser tóxica, mas quando o β -caroteno é ingerido a partir da *Spirulina* ou outro vegetal, é geralmente inócuo, uma vez que o organismo humano converte apenas em vitamina A, a quantidade de que necessita. A *Spirulina* é uma fonte muito rica em vitamina B12, razão pela qual estas cianobactérias são de

grande valor para as pessoas que necessitam de suplementos no tratamento da anemia (Richmond, 2004).

Lipídeos

A *Spirulina* contém 4-7% de lipídeos. A *Spirulina* tem ácidos gordos essenciais: ácido linoleico (LA) e g-linoleico (GLA). Este último é suposto como tendo propriedades medicinais e é necessário para a síntese de ácido araquidónico e da prostaglandina. O GLA diminui a lipoproteína de baixa densidade, sendo 170 vezes mais eficaz do que o LA.

Minerais

O ferro, em alguns complementos nutricionais, não é adequadamente absorvido. Mas o ferro contido na *Spirulina* é 60% melhor absorvido do que o sulfato ferroso e outros complementos. Consequentemente, ele poderia representar uma fonte adequada de ferro em gestantes anémicas (Richmond, 2004).

Hidratos de carbono

A *Spirulina platensis* contém cerca de 13,6% de hidratos de carbono, de entre os quais glucose, ramnose, manose, xilose e galactose. A *Spirulina* não tem celulose na sua parede celular, uma característica que a torna um alimento adequado e importante para as pessoas com problemas de má absorção intestinal, e pacientes geriátricos. Um polissacarídeo novo, chamado de "Imulina", de peso molecular elevado, e com atividade imune estimulante foi isolado a partir de *Spirulina*. Este polissacarídeo altamente solúvel em água, representa entre 0,5 e 2,0% (w/w) do peso seco da microalga (Richmond, 2004).

Teor de ácidos

Uma das principais preocupações com o consumo de micro-organismos é o seu elevado teor de ácidos nucleicos, que podem causar doenças, tais como a gota. A *Spirulina* contém 2,2 -3,5% de ARN e 0,6 a 1% de ADN, o que representa menos de 5% destes ácidos, com base no peso seco. Estes valores são inferiores aos encontrados em outras microalgas como *Chlorella* e *Scenedesmus* (Richmond, 2004).

Pigmentos

Alguns pigmentos naturais são encontrados na *Spirulina*. Esses pigmentos são responsáveis pelas cores características de determinadas espécies de flamingos que consomem essas cianobactérias no Vale Africano. Este conhecimento tem promovido o uso deste microrganismo como fonte de pigmentação para peixes, ovos e frango. A *Spirulina* também aumenta o tom amarelado e vermelhidão de frango grelhado, devido à acumulação de zeaxantina (Richmond, 2004).

2.2.2 Estrutura da parede celular

A *Spirulina platensis* é caracterizada por uma parede celular constituída por peptidoglicanos, e consequentemente são mais digeríveis que aquelas formadas por celulose. Do ponto de vista nutricional, essa característica é uma vantagem nutricional, pois o microrganismo pode ser consumido por inteiro, sem necessidade de cocção nem de qualquer outro tipo de tratamento, e os constituintes mais frágeis (vitaminas e ácidos gordos essenciais) podem ser disponibilizados no organismo humano sem degradação alguma.

2.2.3 Temperatura de cultivo

A temperatura de cultivo ideal é entre 35 e 37 °C. A *Spirulina* pode ainda ser produzida entre 15 e 35 °C; abaixo dos 12 °C a microalga começa a se deteriorar. Na localização do projeto, as temperaturas variam entre 15 e os 35 °C para as estações Primavera e Verão.

2.2.4 pH do meio

A *Spirulina platensis* cresce em soluções com pH entre 8 e 11. O meio de cultivo tem um pH inicial de 8,5.

2.3 *Chlorella vulgaris*

A *Chlorella vulgaris* é uma alga verde unicelular e pertence à *phylum Chlorophyta*. Atinge um tamanho de 5 a 10 micrómetros de diâmetro e tem uma forma quase esférica (Scragg et al., 2002). Cada célula individual é cercada por uma parede celular e contém um núcleo, um cloroplasto, mitocôndrias, vários vacúolos, e grãos de amido (Figura 3).

Figura 3 - Estrutura celular da célula da *Chlorella*



A espécie reproduz-se através de auto-esporos, que é um mecanismo comum de reprodução em microalgas unicelulares (Liang et al., 2009). Durante o processo, duas a oito células filhas são formadas no interior da célula mãe (Figura 3) e após o rompimento da parede da célula da matriz, as células filhas são libertadas para o ambiente.

A *Chlorella vulgaris* é uma alga robusta e de crescimento rápido, que tolera uma vasta gama de condições ambientais (Liang et al., 2009). Ela vive em água doce, bem como em condições de água salobra. É essa versatilidade e robustez que fez da *Chlorella vulgaris* uma das microalgas mais comercializadas em todo o mundo.

2.3.1 Composição elementar

Mais de metade do peso seco de uma célula de *Chlorella* consiste tipicamente em carbono, seguido de oxigénio, cuja fração varia consideravelmente entre 11,6 e 28,5% (Tabela 5). Em comparação, o nitrogénio (6,2 a 7,7%) e o fósforo (1,0 a 2,0%) representam apenas pequenas frações. No entanto, a absorção de nitrogénio e fósforo é fundamental para o cultivo económico da *Chlorella*, porque na maioria dos sistemas de cultura estes dois elementos são fornecidos sob a forma de nitrato e fosfato em adubos minerais, que representam uma grande parte dos custos totais de produção. Além disso, a *Chlorella* é rica em potássio, magnésio e ferro (Tabela 5).

Tabela 5 – Composição elementar da *Chlorella*

Elemento Químico	% Intervalos
Carbono	51,4-72,6
Oxigénio	11,6-28,5
Hidrogénio	7-10
Nitrogénio	6,2-7,7
Fosforo	1-2
Potássio	0,85-1,62
Magnésio	0,36-0,80
Sulfúrico	0,28-0,39
Ferro	0,04-0,55
Cálcio	0,005-0,08
Zinco	0,0006-0,005
Cobre	0,001-0,004
Manganésio	0,002-0,01

Ao nível molecular, as microalgas possuem na sua composição principalmente proteínas, hidratos de carbono e lipídeos:

- As proteínas predominam na composição das macromoléculas, quando as microalgas crescem sob condições repletas de nutrientes, seguidas dos hidratos de carbono e lipídeos.

A média do conteúdo proteico da *Chlorella* varia entre 51 e 58% (Becker, 2004). Uma comparação entre os itens alimentares humanos convencionais e espécies de microalgas selecionadas, revela que as microalgas são geralmente consideradas uma fonte de proteína valiosa (Tabela 6). O teor de proteína das espécies de algas

selecionadas excede largamente a encontrada em fontes de alimentos convencionais (Becker, 2004).

- Os hidratos de carbono estão presentes sob a forma de amido, glucose, açúcar. O seu contributo para a composição de células varia entre 12 e 17%, enquanto o teor de lipídeos varia entre 14 e 22% (Becker, 2004).
- Finalmente, a *Chlorella* também contém quase todas as vitaminas essenciais, mais especificamente A, B1, B2, B6, B12, C, E, nicotinato, biotina, ácido fólico e ácido pantoténico (Becker, 2004).

A composição bioquímica de diferentes alimentos humanos e espécies de microalgas selecionadas modificadas encontra-se na Tabela 6 (Becker, 2004). Os valores apresentados nesta tabela são estimativas médias, uma vez que a proporção de constituintes celulares depende de fatores ambientais.

Tabela 6 - Composição bioquímica de alimentos humanos e espécies de microalgas (adaptado de Becker, 2004)

Alimento	Proteínas (% biomassa)	Hidratos de carbono (% biomassa)	Lipídeos (% biomassa)
Carne	43	1	34
Leite	26	38	28
Arroz	8	77	2
<i>Chlorella vulgaris</i>	51-58	12-17	14-22
<i>Scenedesmus obliquus</i>	50-56	10-17	12-14
<i>Spirulina maxima</i>	60-71	13-16	6-7

O perfil de ácidos gordos da *Chlorella vulgaris* cultivada em condições repletas de nutrientes encontra-se na Tabela 7 (Griffiths *et al.*, 2011).

Tabela 7 - Composição de lipídeos (adaptado de Griffiths *et al.*, 2011)

Ácido gordo	C14:0	C14:1	C15:0	C16:0	C16:1	C16:2	C16:3	C18:0
%	0,5	0,5	0,6	23,1	0,2	7,4	5,8	5,2
Ácido gordo	C18:1	C18:2	C18:3	C18:4	C20:1	C20:3	C20:4	Outros
%	16,1	20,9	18,0	-	-	-	-	17

Nota: O teor em ácido gordo é dado como uma percentagem do conteúdo total de ácidos gordos; ácidos gordos com um teor inferior a 2% são agrupados em "outros"; espaços em branco indicam níveis abaixo do limite de deteção.

Há condições de operação que afetam a fisiologia das microalgas e potencialmente alteram a sua composição macromolecular. A carência de nutrientes, em particular limitação de nitrogénio, pode levar a um aumento no teor de lipídeos, com teores de lipídeos atingindo valores tão altos como 58% da biomassa seca (Mata *et al.*, 2010).

O aumento da intensidade de luz induz o aumento da formação de ácidos gordos polinsaturados, em particular C16 e C18, na *Chlorella vulgaris*.

Por exemplo, descobriu-se que o teor dos ácidos gordos saturados totais aumentou, enquanto o dos ácidos gordos monoinsaturados e polinsaturados diminuiu com o aumento da radiação. Além disso, a temperatura também pode influenciar a proporção relativa das diferentes macromoléculas da célula. Demonstrou-se que o aumento da temperatura reduz o teor de lipídeos na *Chlorella vulgaris*.

Uma mudança de composição macromolecular é frequentemente o resultado de *stress* ambiental e, portanto, geralmente acompanhada de produtividades mais baixas (Fernández et al., 2012).

2.3.2 Estrutura de parede celular

Geralmente, as paredes celulares das microalgas podem ser comparadas com paredes de células de plantas, no que diz respeito à sua composição, sendo ambas constituídas principalmente por polissacarídeos e proteínas. A espessura média da parede da célula da *Chlorella* é entre 17 e 20 nm (Yamamoto *et al.*, 2005) e, aproximadamente, 25 a 30% da parede celular é composta de celulose, 15 a 25% de hemicelulose, 35% de pectina, e 5 a 10% da glicoproteína. A *Chlorella* é, entre as espécies de microalgas, uma das que apresenta a estrutura da parede celular mais recalcitrante. A resistência das paredes das células de microalgas é muitas vezes atribuída como quimicamente estável e, por isso, dificilmente apresenta polímeros degradáveis, tais como *algaenan*. A parede celular da *Chlorella vulgaris* apresenta uma barreira eficaz e robusta para o ambiente circundante.

2.3.3 Temperatura de cultivo

A *Chlorella vulgaris* consegue sobreviver a temperaturas de até 30 °C e mínimos de 15 °C.

2.3.4 pH do meio

O crescimento da biomassa de microalgas promove a remoção de compostos de carbono responsáveis pela acidificação do meio, ocasionando assim o aumento significativo do pH. O aumento do pH é um dos fatores que pode limitar o crescimento das microalgas. Para a *Chlorella vulgaris*, o pH deve estar compreendido no intervalo de 5 a 7,5.

2.4 Sistemas de cultivo de microalgas

Os sistemas para a produção de biomassa de microalgas podem ser classificados em três tipos: os sistemas autotróficos, que utilizam a luz do sol como principal fonte de energia e CO₂ como fonte de carbono para o crescimento das microalgas; os sistemas heterotróficos, que usam compostos orgânicos (e.g., glicose, acetato) como principal fonte de energia e carbono para o desenvolvimento da cultura; e, por último, os sistemas mixotróficos que apresentam duas fases, uma autotrófica e outra heterotrófica.

O dimensionamento a realizar nesta dissertação irá implementar somente o primeiro tipo de sistema.

De acordo com (Borowitzka, 1999), existem diversas considerações a respeito de quais sistemas de cultivo devem ser utilizados. Os fatores a avaliar incluem: as características biológicas da espécie de alga a ser usada, os custos do solo, da operação e da energia, a disponibilidade e custo da água e nutrientes, bem como o tipo de produto final.

Os sistemas de cultivo em larga escala devem ser comparados pelas suas propriedades básicas tais como, a sua eficiência na utilização da luz, capacidade de controlo da temperatura, stresse hidrodinâmico exercido sobre as microalgas e capacidade de manter a cultura estéril, ou seja, sem a presença de outras espécies de microalgas ou predadores (Borowitzka, 1999).

2.3.5 Produção Autotrófica

Como referido anteriormente, os sistemas de produção do tipo autotrófico utilizam a luz solar como a principal fonte de energia e o CO₂ como fonte de carbono para o crescimento das microalgas. Esses sistemas foram os primeiros a serem criados e, portanto, são os mais difundidos atualmente.

Estes sistemas podem ser abertos ou fechados. Os sistemas abertos, por sua vez, podem ser extensivos, onde não há nenhum esforço para o manejo da cultura, e intensivos onde há algum tipo de manejo para melhorar as condições do meio, com o intuito de aumentar a produtividade da cultura. Os sistemas fechados foram desenvolvidos mais recentemente e não estão muito explorados, devido ao alto custo de capital.

2.3.6 Sistemas abertos

Os sistemas de produção de microalgas em lagoas abertas são utilizados desde a década de 1950 e a maioria dos sistemas de larga escala (comerciais) atuais utilizam este tipo de cultivo. A principal razão para este fato, é que estes sistemas são mais fáceis e mais económicos de serem construídos e operados, em comparação com os sistemas fechados (Richmond, 2004).

Existem vários tipos de sistemas de lagoas abertas para a produção de biomassa de microalgas. Estes sistemas podem variar desde lagoas abertas simples, sem nenhum tipo

de mecanismo mecânico para realizar a mistura da cultura, lagoas circulares, onde há a presença de um braço mecânico central para realizar a mistura e os sistemas conhecidos como *high rate ponds* ou *raceway paddle wheel mixed open ponds*. Este último sistema consiste, tipicamente, de canais independentes de circuito fechado de recirculação, em que uma turbina gera um fluxo que é guiado em torno de curvas, por defletores colocados no canal de escoamento.

As lagoas de cultivo podem ser construídas com inúmeros materiais. Os materiais utilizados na construção das paredes e do fundo, e o revestimento interno determinam o desempenho, o custo e a durabilidade das lagoas. Entre os principais materiais usados para a construção das paredes laterais e do fundo encontram-se areia e argila, tijolo e cimento, ou materiais mais caros como PVC, fibra de vidro ou poliuretano (Becker, 1994). Para o revestimento interno, as principais instalações de *Raceway Ponds* (RWP, Figura 4) comerciais utilizam membranas plásticas de longa duração, como, por exemplo, PVC resistente a raios UV. Além disso, o uso é restrito a determinados tipos de solo e condições ambientais (Richmond, 2004).



Figura 4 - Raceway open pond

Um dos principais parâmetros no projeto de construção destes sistemas é a profundidade, que deve ser o menor possível (Benemann *et al.*, 1996).

Nestas condições, com o volume reduzido e a concentração de biomassa maximizada, alguns aspetos operacionais do sistema tornam-se mais práticos e económicos, como por exemplo, utilização dos recursos hídricos e, mais importante ainda, o esforço realizado na recuperação da biomassa, cujos custos dependem do volume e não da quantidade de biomassa processada (Benemann *et al.*, 1996). Entretanto, existem limitações operacionais como, por exemplo, grandes perdas de CO₂ para a atmosfera, alta variação de temperatura e evaporação.

Outro parâmetro relevante no projeto dos sistemas abertos, é o tamanho da área superficial. Devido à natureza difusa da luz solar, esses sistemas devem possuir grandes áreas superficiais para maximizar o aproveitamento da luz. Por conseguinte, esses sistemas requerem grandes áreas planas e com baixo custo a fim de torná-los economicamente viáveis.

Cada um dos três tipos de sistemas supracitados apresenta as suas respectivas profundidades e área superficial ótimas.

Os *raceway paddle wheel mixed open ponds* apresentam profundidades entre 10 e 30 cm e áreas superficiais até 5 000 m². Os sistemas circulares possuem uma hidráulica ineficiente e, além disso, são muito caros, principalmente devido ao complexo sistema de mistura central, que exige alto custo de instalação e de energia para a sua operação, e aos materiais de construção (Richmond, 2004). Sendo assim, não são muito indicados para instalações comerciais, apesar de serem utilizados no Japão e em outros países do sudeste asiático.

Outros aspectos relevantes que devem ser considerados no projeto das instalações de produção são: a acumulação de O₂, para evitar a fotorrespiração, o enriquecimento do meio de cultura com CO₂, a limitação da luminosidade, o controle de espécies invasoras e predadores e de outros parâmetros abióticos que afetam o meio de cultura, como pH e salinidade.

No que diz respeito à produtividade de biomassa em sistemas abertos, eles são menos eficientes quando comparados com os sistemas fechados. Este fato pode ser atribuído aos aspectos negativos expostos nesta seção. Os três aspectos preponderantes que influenciam a produtividade são: a deficiência de CO₂ devido à difusão para a atmosfera, que resulta numa redução de produtividade por utilização menos eficiente do CO₂, a limitação luminosa e a presença de espécies invasoras. Os dois primeiros podem ser resolvidos com um sistema eficiente de transferência de CO₂ para o meio de cultura e um sistema eficiente de mistura.

2.3.7 Sistemas Fechados

Outra abordagem ao cultivo de microalgas são os sistemas fechados, mais conhecidos como fotobiorreatores, onde grande parte dos problemas relacionados com os sistemas abertos foram solucionados. No entanto, isto não quer dizer que os sistemas fechados não possuem obstáculos técnicos e operacionais a serem vencidos.

Os fotobiorreatores são caracterizados pela regulação e controle de quase todos os parâmetros bióticos e abióticos importantes para o cultivo de microalgas e, além disso, apresentam os seguintes benefícios em relação aos sistemas abertos: reduzido risco de contaminação por espécies invasoras ou predadores, não há perdas de CO₂ e evaporação, hidráulica e temperatura controláveis e projetos técnicos flexíveis (Pulz, 1992).

A maior parte das pesquisas e experiências realizadas atualmente relacionados com o cultivo de microalgas é feita em fotobiorreatores. Entre as mais utilizadas encontram-se: as tubulares, em colunas e em placas (Eriksen, 2008).

Richmond (2004) classifica os fotobiorreatores com base tanto no projeto quanto no modo de operação. Em termos de projeto, as principais categorias são: os tubulares e as placas achatadas. Os fotobiorreatores tubulares podem ser dispostos horizontalmente, inclinados, verticalmente ou em espiral, além disso, podem apresentar tubos de distribuição conectando os sistemas tubulares ou serpentinas.

Quanto ao modo de operação, há duas categorias: mistura realizada por bombeamento mecânico ou ar; reatores monofásicos, onde há somente o meio de cultura líquido nos reatores e as trocas gasosas ocorrem em um compartimento separado; e os reatores bifásicos, nos quais a fase líquida e gasosa estão presentes e a transferência contínua de gás ocorre no próprio reator. Além disso, o material utilizado na construção destes sistemas fornece variações e subcategorias adicionais, como, por exemplo, vidro ou plásticos, e estruturas rígidas ou flexíveis (Richmond, 2004).

Os sistemas de fotobiorreatores tubulares foram desenvolvidos na década de 1950. Tamy et. al (1953), desenvolveram o primeiro sistema de fotobiorreatores tubulares em forma de serpentina, entretanto apenas um fotobiorreator deste tipo está em operação atualmente (Richmond, 2004).

Hoje em dia as maiores instalações de produção em fotobiorreatores utilizam a configuração tubular.

Como pode ser observado na Figura 5, o projeto básico de um fotobiorreator tubular pode ser dividido em duas seções principais. A primeira seção, o sistema de suspensão a ar, permite a troca de gases com o meio externo onde ocorre a saída de O_2 e a entrada de CO_2 no meio de cultura. Este pode ser fornecido por diversas fontes, como, por exemplo, gases de combustão de centrais termoelétricas. Além disso, esse sistema fornece um meio para recuperar a biomassa produzida. A segunda seção é composta por um conjunto de tubos feitos de vidro, plástico ou outro material transparente e tem como principal objetivo expor ao máximo a cultura de microalgas à luz solar. Como referido anteriormente, os tubos podem ser dispostos horizontalmente, verticalmente, inclinados ou em espiral.

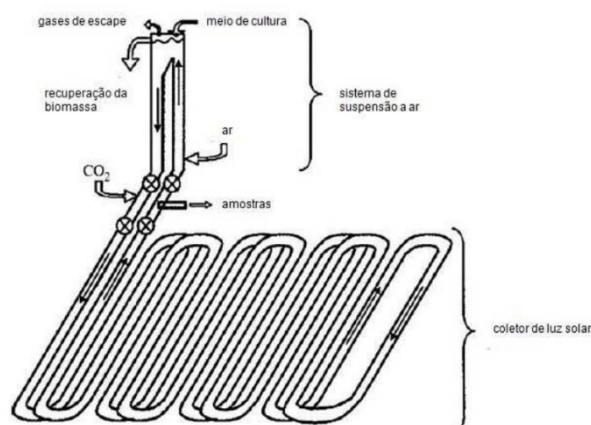


Figura 5 - Fotobiorreator tubular

A disposição dos tubos deve ser feita de forma a maximizar a exposição à luz solar. Os tubos geralmente apresentam diâmetros limitados a no máximo 10 cm, pois para diâmetros maiores a luz torna-se um fator limitante, já que não consegue penetrar totalmente na densa cultura nos tubos (Chisti, 2007). Além disso, o tamanho dos tubos é limitado devido à potencial acumulação de O_2 que, como referido anteriormente,

representa um fator que limita a fotossíntese e, portanto, acarreta uma diminuição na produtividade; à depleção de CO₂ e variações de pH no meio de cultura (Eriksen, 2008). No que respeita aos fotobiorreatores em placas, segundo Hu et al. (1996), estes foram descritos pela primeira vez por Samson e Leduy (1985) e Ramos de Ortega e Roux (1986) em meados da década de 1980. Este sistema ganhou atenção devido a dois fatores importantes que influenciam bastante a produção de microalgas. O primeiro é que os fotobiorreatores em placas possuem uma superfície de captação de luz solar maior em comparação com outros fotobiorreatores, e o segundo é a alta densidade de biomassa obtida nesse tipo de sistema. Esse fato é de extrema importância, do ponto de vista da recuperação da biomassa já que reduz bastante o custo do processo. Além disso, os fotobiorreatores em placas apresentam baixa acumulação de oxigênio dissolvido e alta eficiência fotossintética (Brennan e Owende, 2010).

Além desses dois tipos, foram desenvolvidos fotobiorreatores em coluna. Geralmente, esses fotobiorreatores utilizam um sistema de bolhas para realizar a mistura da cultura e a transferência de gases. Em comparação com outros tipos de fotobiorreatores, os fotobiorreatores em coluna apresentam uma mistura da cultura mais eficiente, uma maior taxa de transferência de gases e um maior controle sobre as condições do meio de cultura (Eriksen, 2008). Entretanto, este sistema de bolhas cria um ambiente hidrodinâmico mais propício a causar *stress* mecânico nas microalgas.

Os fotobiorreatores vêm ganhando mais atenção tanto no mundo acadêmico, onde cada vez mais este tipo de sistema de produção é utilizado em escala laboratorial, como em instalações piloto. Este fato pode ocorrer devido a estes sistemas de produção apresentarem um maior controle sobre os principais parâmetros que influenciam a produção de biomassa.

Além disso, como pode ser visto na Tabela 8, os sistemas de produção baseados em fotobiorreatores apresentam maiores produtividades quando comparados com os sistemas abertos. No entanto, os principais “travões” à expansão plena do uso de fotobiorreatores são os elevados custos de construção e operação.

Tabela 8 - Comparação entre sistemas

Fator	Sistema aberto	Sistema fechado
Espaço requerido	Elevado	Moderado
Perdas por evaporação	Elevada	Baixa
Eficiência de CO ₂	Baixa	Alta
Concentração de O ₂	Baixa	Alta
Manutenção	Fácil	Difícil
Contaminação	Elevada	Baixa
Qualidade de biomassa	Variável	Reproduzível
Instalação custo	Baixo	Elevado
Escoamento	Difícil	Fácil
Produtividade	Moderado	Elevado
Operação	Fácil	Difícil

2.5 Inóculo da cultura

A produção de microalgas é iniciada a partir de cultura de inóculo, que representa a fase asséptica do cultivo. O seu objetivo é conservar as várias espécies de modo a garantir o abastecimento regular da produção com culturas puras e fornecer continuamente inóculos para os vários volumes de produção. As espécies a manter e o número de replicados por espécie deverão estar de acordo com o planeamento da produção.

O inóculo contém 10% do volume total do *raceway* em estudo, este é mantido em condições de esterilidade e em salas com temperatura controlada ($\pm 20\text{ }^{\circ}\text{C}$) (Becker, 2004).

O meio de cultura do inóculo é o mesmo que o meio do *raceway*, sendo este um meio preparado a partir de águas residuais tratadas.

A quantidade e tipo de meio nutritivo utilizado deverão ser adaptados à espécie em causa e às condições de cultivo. A fase quantitativa do cultivo tem por objetivo a produção de volumes sucessivamente maiores a fim de cobrir as necessidades da produção. Obtém-se através de repicagens sucessivas, partindo-se de cerca de 10% do volume final.

As culturas deverão ser controladas qualitativamente pois se houver contaminação não há crescimento, e quantitativamente, identificando as fases da sua curva de crescimento, para determinar quando deverão ser utilizadas.

2.6 pH e dióxido de carbono

A biomassa de algas geralmente contém 50% de carbono em peso. A totalidade do carbono na biomassa cultivada fotoautotroficamente provém de dióxido de carbono ou carbonato dissolvidos.

Se o dióxido de carbono for consumido rapidamente e não repostado, o pH torna-se alcalino. Um aumento do pH durante os períodos de pico de fotossíntese é comumente visto nestes sistemas de cultivo (Becker, 1994) e é uma evidência da limitação do carbono. A absorção de CO_2 da atmosfera através da superfície de um *raceway* é inteiramente insuficiente para suportar a fotossíntese durante o período de luz do sol. Este défice de carbono é acentuado durante os períodos de pico de luz solar.

Uma fonte de CO_2 é necessária para evitar a limitação de carbono e atingir alta produtividade de biomassa. O dióxido de carbono pode ser fornecido eficazmente na resposta a um sinal de pH. O pH deve ser bem controlado, abaixo de 8, por injeção de CO_2 . Um pH alcalino não é desejado, uma vez que resulta na geração de amónia. Esta dissolve-se a partir de sais de amónio e isto inibe a produtividade de algas. A geração de amónia como consequência do aumento inadvertido de pH é prevenida através da utilização de nitrato como fonte de azoto, embora as algas precisem de amónio mais prontamente do que nitrato. O sistema de alimentação de dióxido de carbono deve ser concebido para controlar eficazmente o pH durante os períodos de pico de carência de alta radiação (Chisti, 2012).

Entre 35 e 70% do CO₂ injetado para um *raceway* é perdido para a atmosfera (Weissman et al., 1989). Esta traduz-se em uma perda monetária significativa (Chisti, 2012).

O crescimento em meio alcalino pode não ser possível para as algas oceânicas uma vez que os sais marinhos se precipitam a valores de pH inferiores a 8 (Chisti, 2012).

Na maioria dos casos, o CO₂ fornecido é realmente absorvido pela alga sob a forma de bicarbonato.

Os requisitos de CO₂ podem ser estimados a partir da produtividade de biomassa esperada do *raceway*, representando as perdas inevitáveis para a atmosfera como anteriormente discutido. O consumo de CO₂ varia de acordo com a taxa de fotossíntese que é controlada pela radiação. Portanto, a melhor estratégia para garantir uma quantidade suficiente de carbono e minimizar a perda de carbono, consiste em injetar CO₂ em resposta a um sinal a partir de um controlador de pH (Chisti, 2012).

Em princípio, um gás de combustão adequadamente pré-tratado resultante da queima de combustíveis fósseis pode ser usado para fornecer o CO₂, relativamente barato para o cultivo de microalgas, mas a maioria das operações comerciais de produção de algas não o usam. Gás de combustão dessulfurado, obtido a partir de uma central térmica a carvão de energia elétrica, contém 12-14% de CO₂ em volume, sendo o restante principalmente vapor de água e nitrogénio (Chisti, 2012).

A conduta de gás deve estar livre de metais pesados (Chisti, 2012). Gás de combustão dessulfurado refrigerado é uma fonte satisfatória de carbono inorgânico, mas as taxas de fluxo necessárias são substancialmente maiores do que o CO₂ puro usado (Chisti, 2012). Isto acontece porque a absorção de CO₂ do gás de combustão para a água é mais lenta do que a absorção a partir de CO₂ puro.

Se o CO₂ for alimentado sob a forma de gás de combustão, é esperado que a perda para a atmosfera possa ser bem acima de 80% (Chisti, 2012), embora isto possa ser substancialmente reduzido por controlo da alimentação através de um sistema de abastecimento bem concebido (de Godos *et al.*, 2014). A taxa de absorção do CO₂ é dependente do pH e é reduzida a valores de pH inferior a 8.

2.7 Radiação

A principal fonte de aquecimento de um *raceway* é a radiação térmica. É sobretudo devido à radiação solar recebida pelo sistema que a temperatura deste se eleva acima da temperatura ambiente. Este aumento é observado através dos medidores de temperaturas dos *raceway's*, que, na ausência de um sistema de controlo de temperatura, apresentam valores de temperatura tanto mais altos quanto mais próximo se está da hora em que a radiação solar é máxima (tipicamente entre as 12 h e as 14 h). O valor de potência de radiação perpendicular a um determinado local pode ser calculado a partir da radiação que atinge a atmosfera, tendo em conta a latitude do local. Esse valor de radiação que atinge a atmosfera é denominado Constante Solar (GS₀) e apresenta um valor de cerca de 1395 W/m² (Holman, 1997; Incropera & DeWitt, 1998). Este valor resulta da integração das potências de radiação monocromáticas de todo o espectro de radiação. Multiplicando esta constante pelo

cosseno da latitude, obtém-se a potência de radiação máxima que se pode verificar. Na região onde se situa a Unidade Protótipo de Produção de Microalgas (UPPM) que se pretende projetar neste trabalho, a latitude é de $39^{\circ} 40' N$ ($\sim 39,7^{\circ}$). Assim, o valor máximo de radiação é de $GS_{39,7^{\circ}} = 1395 \times \cos(39,7^{\circ}) = 1073 \text{ W/m}^2$. Na realidade, a radiação que chega ao solo depende de diversos fatores, tais como fatores meteorológicos. Além disso, esta varia ao longo do dia, aumentando desde o nascer do Sol até cerca das 14 h e diminuindo depois até ao pôr-do-sol.

No entanto, nem toda a radiação recebida contribui para o aquecimento de um corpo. Uma parte da radiação é absorvida, outra refletida, e outra transmitida (Figura 6).



Figura 6 - Radiação incidente

Para melhor controlar a temperatura de um raceway, é necessário recorrer a meios artificiais tais como o aquecimento por radiação proveniente de LED's e resistências térmicas submersíveis.

2.8 Influência do oxigénio

A fotossíntese gera oxigénio e é inibida por uma acumulação de oxigénio dissolvido no meio de cultura (Shelp e Canvin, 1980). Para além de agitação por *paddle wheel*, nenhum outro mecanismo de remoção de oxigénio é utilizado em *raceway's*. Em alguns casos, a cultura pode ser insuflada com o ar para controlar a acumulação de oxigénio. Apesar de uma área superficial elevada relativamente à profundidade da cultura, a remoção de oxigénio de *raceway's* é pobre (Chisti, 2012) e a concentração de oxigénio dissolvido aumenta dramaticamente durante os períodos de pico de fotossíntese. O *paddlewheel* auxilia na remoção de oxigénio, mas é na maior parte ineficaz. Como resultado, o cultivo é submetido a uma mudança diurna na concentração de oxigénio dissolvido (Borowitzka, 2005). Durante o pico de luz solar, o nível de oxigénio dissolvido pode ser superior a 300% do nível de ar saturado na cultura (Richmond, 1990). Esses altos níveis de oxigénio dissolvido podem reduzir a taxa de fotossíntese (Becker, 1994) e afetar negativamente a produtividade de biomassa (Mendoza *et al.*, 2013). A composição da biomassa pode também ser afetada pela concentração de oxigénio dissolvido (Richmond, 1990). Insuflar a lagoa com ar pode reduzir a inibição de fotossíntese pelo oxigénio, mas consome energia. O consumo de energia associada a esta aspersão pode ser compensada pela maior produtividade de biomassa, possível graças a uma inibição reduzida de oxigénio (Mendoza *et al.*, 2013). Para uma determinada profundidade de fluido, uma parte relativamente pequena do *raceway* alcança melhor remoção de

oxigênio do que um *raceway* de maiores dimensões. Isto acontece porque a proporção da zona de boa mistura e de transferência de massa na proximidade do *paddle wheel* é maior num pequeno *raceway* em comparação com um maior. Isso explica a maior produtividade, por vezes relatada, de pequenos *raceway's* em relação a *raceway's*, igualmente profundos, mas de maiores dimensões, colocados sob as mesmas condições climáticas.

2.9 Dependência da fotossíntese

O crescimento é impulsionado por radiação fotossinteticamente ativa, ou PAR, o componente da luz solar que está dentro da gama de comprimentos de onda de 400-750 nm. Embora o nível de pico de luz, no meio-dia solar, na superfície de um *raceway*, num lugar tropical pode ser tão elevada quanto $2000 \mu\text{Em}^{-2} \text{s}^{-1}$, a fotossíntese satura entre 10-20% do valor de pico PAR. Portanto, a taxa de fotossíntese não aumenta para além de um valor nominal de cerca de $100\text{-}200 \mu\text{Em}^{-2} \text{s}^{-1}$ (Chisti, 2012) e todo o excesso de luz é desperdiçado. No entanto, um aumento do nível de radiação incidente, aumenta a produtividade do *raceway* em geral, como o nível de radiação local na cultura diminui rapidamente com a profundidade desta e uma radiação elevada na superfície, geralmente significa um maior volume de cultura iluminada.

Culturas de algas tornam-se foto-inibidas uma vez que o valor PAR excede o limite de saturação. Numa cultura foto-inibida, a taxa de fotossíntese diminui com um aumento adicional na radiação. Durante o pico de luz, a cultura perto da superfície de um *raceway* é foto-inibida, mas as camadas mais profundas de uma cultura densa ficam com luminosidade reduzida. Se o *raceway* for suficientemente profundo, ou a cultura suficientemente densa, a luz não penetra em toda a profundidade. Na verdade, a maior parte de uma cultura densa em *raceway*, em profundidade, é opticamente escura e não contribui em nada para a fotossíntese. A fotossíntese pára, uma vez que o nível de radiação declina ao ponto de compensação de luz. A biomassa no ponto de compensação e abaixo deste, consome-se pela respiração.

Numa cultura típica de uma concentração de biomassa de pico de cerca de $0,5 \text{ kg m}^{-3}$, mais do que 80% do volume da cultura no *raceway* está no escuro ao meio dia solar. Isto é, a biomassa em todo este volume, na verdade, consome-se em vez de fazer fotossíntese. No mesmo *raceway*, menos de 4% do volume de cultura é foto-inibida; menos de 3% do volume é saturada em luminosidade; e cerca de 9% do volume de cultura é limitado em luminosidade (Chisti, 2012).

2.10 Contaminações

Raceways geralmente estão expostos à chuva, à poeira e outros detritos. Podem ser colocados dentro de estufas, mas isso não é praticável para as instalações que ocupam grandes áreas. Outros problemas de contaminação incluem infestações de predadores que se alimentam de algas (Richmond, 1990); infeções virais (Van Etten *et al.*, 1991); e a contaminação indesejada por outras microalgas (Richmond, 1990), fungos, e bactérias.

A concentração baixa de uma microalga num *raceway* acentua os efeitos de predadores e outros indesejados na produção de biomassa em larga escala (Chisti, 2012).

A filtração de água pode ajudar a reduzir a frequência de certos tipos de infestações, mas é cara. A microfiltração tipicamente utilizada não impede a contaminação por vírus (Chisti, 2012). Gestões práticas podem ser usadas para reduzir a frequência de contaminação da cultura e fracasso da mesma (Chisti, 2012). A contaminação com bactérias heterotróficas é inevitável (Erkelens *et al.*, 2014) e não é necessariamente nociva, mas pode necessitar da implementação de controlos específicos, dependendo da aplicação final da alga cultivada.

2.11 Meio de cultivo

O meio de cultivo de uma microalga é específico da mesma, dependendo de esta estar mais adaptada a água doce, salobra ou salgada, entre outras condicionantes. Deste modo, foi necessário identificar os meios de cultura típicos para as microalgas objeto deste projeto.

2.11.1 *Spirulina platensis* – meio Zarrouk

O meio de cultura, mistura entre água fresca e um meio rico em nutrientes, para o crescimento da *Spirulina platensis* tem como base o meio de Zarrouk, com a composição detalhada na Tabela 9 e Tabela 10.

NaHCO₃ bicarbonato de sodio

Tabela 9 – Composição química do meio de Zarrouk

Macronutrientes	Quantidades
NaHCO ₃	16,8 (g L ⁻¹)
K ₂ HPO ₃	0,5 (g L ⁻¹)
NaNO ₃	2,5 (g L ⁻¹)
K ₂ SO ₄	1,0 (g L ⁻¹)
NaCl	1,0 (g L ⁻¹)
MgSO ₄ .7H ₂ O	0,2 (g L ⁻¹)
CaCl ₂	0,04 (g L ⁻¹)
FeSO ₄ .7H ₂ O	0,01 (g L ⁻¹)
EDTA	0,08 (g L ⁻¹)

Tabela 10 – Composição da solução A5 e B6

Micronutrientes Solução A5	Quantidades	Micronutrientes Solução B6	Quantidades
H ₃ BO ₃	2,86 (g L ⁻¹)	NH ₄ VO ₃	22,86 (g L ⁻¹)
MnCl ₂ .4H ₂ O	1,81 (g L ⁻¹)	KCr (SO ₄) ₂ .12H ₂ O	192 (g L ⁻¹)

ZnSO ₄ .7H ₂ O	0,22 (g L ⁻¹)	NiSO ₄ .6H ₂ O	44,8 (g L ⁻¹)
CuSO ₄ .5H ₂ O	0,079 (g L ⁻¹)	Na ₂ WO ₄ .2H ₂ O	17,94 (g L ⁻¹)
MnO ₃	0,015 (g L ⁻¹)	TiSO ₄ .H ₂ SO ₄ .8H ₂ O	61,1 (g L ⁻¹)
-----	-----	CO (NO ₃) ₂ .6H ₂ O	43,98 (g L ⁻¹)

2.11.2 *Chlorella vulgaris* – meio com água do mar

A *Chlorella vulgaris* deverá ser cultivada num meio inorgânico com base em uma mistura de água destilada com água do mar (meio SD) modificado de Pohl *et al.*, (1987).

Tabela 11 – Composição do meio SD para cultivo de *Chlorella vulgaris*

Meio SD	Quantidades
KNO ₃	2,0 (g L ⁻¹)
Sal do mar sintético	3,5 (g L ⁻¹)
Solução DS-A	20 (ml)
KH ₂ PO ₄	0,15 (g L ⁻¹)
Solução de DS-B	20 (ml)
MgSO ₄	1,2 (g L ⁻¹)
CaCl ₂	0,56 (g L ⁻¹)
Fe-citrato	5 (mg L ⁻¹)

Tabela 12 - Solução DS-A e DS-B

Solução DS-A	Quantidades (mg L ⁻¹)	Solução de DS-B	Quantidades
MnCl ₂	400 (mg L ⁻¹)	FeCl ₃	0,4 (g L ⁻¹)
ZnSO ₄	100 (mg L ⁻¹)	Na ₂ EDTA	0,55 (g L ⁻¹)
CoSO ₄	100 (mg L ⁻¹)	K ₂ HPO ₄	2,5 (g L ⁻¹)
Na ₂ MoO ₄	100 (mg L ⁻¹)	-	-
CuSO ₄	10 (mg L ⁻¹)	-	-

2.12 Águas residuais tratadas

Todas as comunidades produzem resíduos, sejam líquidos, sólidos ou gasosos. Os resíduos líquidos, ou águas residuais, são essencialmente a água proveniente das zonas urbanas e industriais, após a sua utilização (Tchobanoglous *et al.*, 2003).

O desenvolvimento sustentável implica a necessidade de controlar as descargas de águas residuais domésticas e urbanas que são produzidas pela população nas suas atividades diárias, sendo necessário providenciar um tratamento apropriado a essas descargas, para que se possa cumprir o objetivo de um bom estado ecológico das águas superficiais e subterrâneas.

A União Europeia entendeu como necessário defender os recursos naturais de forma a evitar que o ambiente fosse deteriorado pela eliminação de águas residuais urbanas insuficientemente tratadas, tendo criado, com o estabelecimento da Diretiva 91/271/CEE do Conselho, de 21 de maio, mecanismos legislativos com vista à harmonização das leis internas dos vários Estados-Membros. A transposição desta Diretiva para o direito interno português foi realizada através do Decreto-Lei nº 152/97, de 19 de junho, cujas disposições se aplicam à recolha, tratamento e descarga de águas residuais urbanas em meio aquático. Aí estão definidos as metas temporais e os níveis de tratamento que deverão orientar a ação das entidades responsáveis na melhoria dos níveis de atendimento e qualidade de serviço dos sistemas de drenagem pública e tratamento de águas residuais. Este Decreto-Lei identifica ainda zonas sensíveis e zonas menos sensíveis, diferenciando os graus de exigência no nível de tratamento que é necessário proporcionar.

O cumprimento da legislação em vigor tem resultado, nos últimos anos, num aumento significativo de população servida por Estações de Tratamento de Águas Residuais (ETARs). No subcapítulo seguinte são descritos alguns dos métodos de tratamento mais aplicados às águas residuais urbanas.

2.12.1 Processos de tratamento de águas residuais urbanas

A escolha de um sistema de tratamento para as águas residuais urbanas é determinada pelas características quantitativas e qualitativas dessas águas residuais, localização do sistema e objetivos de qualidade que se pretendem atingir (Tchobanoglous *et al.*, 2003).

2.12.2 Tratamento preliminar

Numa ETAR, as águas residuais passam por vários processos de tratamento com o objetivo de se eliminar a matéria poluente da água. No primeiro conjunto de tratamentos, designados por tratamento preliminar, a água residual é sujeita a processos de separação dos sólidos mais grosseiros, por meio de gradagem ou tamisagem, remoção de areias e remoção de óleos e gorduras.

As operações unitárias de gradagem ou tamisagem têm o objetivo de remover sólidos grosseiros, de dimensões maiores do que as aberturas dos equipamentos utilizados (grades ou tamisadores), impedindo ainda a flutuação de detritos nos equipamentos a jusante, o entupimento de canalizações e o desgaste ou bloqueamento de equipamentos mecânicos. As operações unitárias de desarenamento e desgorduramento têm como finalidade remover as areias e gorduras existentes na água residual (Azevedo, 2003). Nesta fase, o efluente também é preparado para as fases de tratamento subsequentes, podendo ser sujeito a um pré-arejamento e a uma equalização tanto de caudais como de cargas poluentes.

2.12.3 Tratamento primário

A primeira fase do tratamento propriamente dito é designada por tratamento primário, onde a fração sólida é separada da água por sedimentação em decantadores primários. Este processo, exclusivamente de ação física, pode, em alguns casos, ser auxiliado pela adição de agentes químicos que, através da coagulação-floculação, possibilitam a obtenção de flocos de matéria sólida de maiores dimensões e, assim, mais facilmente decantáveis. Após o tratamento primário, a matéria poluente que permanece no efluente tem dimensões reduzidas, sendo normalmente constituída por coloides e matéria orgânica dissolvida, não sendo por isso passível de ser removida por processos exclusivamente físico-químicos (Tchobanoglous *et al.*, 2003).

2.12.4 Tratamento secundário

Ao tratamento primário segue-se o processo de tratamento biológico, também designado por tratamento secundário, onde a matéria poluente coloidal e dissolvida é degradada por microrganismos nos chamados reatores biológicos. Na maioria dos reatores estão normalmente presentes microrganismos aeróbios e facultativos que apresentam uma elevada taxa de consumo de oxigénio, havendo por isso a necessidade de promover o seu arejamento. No tratamento secundário existem várias tecnologias que funcionam sobre princípios semelhantes, destacando-se os sistemas aeróbios intensivos, quer por biomassa suspensa (lamas ativadas), quer por biomassa fixa (leitos percoladores e discos biológicos) (Tchobanoglous *et al.*, 2003).

No sistema de lamas ativadas, o efluente do tratamento preliminar é geralmente encaminhado para o decantador primário, seguindo depois para o tanque de arejamento, o qual recebe geralmente uma recirculação permanente de lamas a partir do decantador secundário. O efluente é então conduzido para o decantador secundário e a partir daí o efluente é descarregado numa linha de água. Uma parte da fração sólida (lamas) é recirculada para o tanque de arejamento e a parte restante é eliminada do sistema para a linha de tratamento de lamas. A eficiência do tratamento é otimizada com a recirculação das lamas para o tanque de arejamento, pois aumenta a concentração de biomassa adaptada no tanque de arejamento, bem como a velocidade a que o substrato orgânico é degradado.

O processo de injeção de ar ou oxigénio puro, para promover a mistura da lama biológica com a água residual no tanque de arejamento e fornecer o oxigénio suficiente, para os microrganismos degradarem os compostos orgânicos, é conhecido como arejamento.

As valas de oxidação são um tipo de sistemas por lamas ativadas, em que os efluentes orgânicos são misturados com uma cultura bacteriana em suspensão. A multiplicação e aglomeração destes microrganismos constituem flocos de bactérias, que decantam quando cessa a agitação.

O efluente saído do reator biológico é constituído por uma grande quantidade de microrganismos, sendo muito reduzida a matéria poluente remanescente. Os flocos biológicos sofrem seguidamente um processo de sedimentação nos decantadores

secundários. Findo o tratamento secundário, as águas residuais tratadas apresentam um reduzido nível de matéria orgânica, podendo na maioria dos casos, serem admitidas no ambiente recetor (Azevedo, 2003).

2.12.5 Tratamento terciário

O tratamento terciário torna-se indispensável quando é necessário proceder à desinfecção das águas residuais tratadas e/ou à remoção de determinados nutrientes, como o azoto e o fósforo, que podem potenciar, isoladamente ou em conjunto, a eutrofização das águas recetoras (Tchobanoglous *et al.*, 2003). Os sistemas de remoção de N e P não serão abordados na presente dissertação, dado que para o crescimento das microalgas é essencial a utilização de um efluente que possua estes nutrientes na sua composição. Entre as opções de desinfecção contam-se geralmente três tecnologias básicas: adição de cloro, adição de ozono ou canal de desinfecção por radiação ultravioleta.

A cloragem é o sistema de desinfecção mais vulgar, sendo também o mais económico. Este método é eficaz na eliminação de bactérias, porém, é pouco eficaz na eliminação de vírus. Para além disso, os resíduos da cloragem permanecem na corrente filtrada, com graves inconvenientes ambientais (Tchobanoglous *et al.*, 2003).

A desinfecção por ozono apresenta desvantagens semelhantes, embora a uma escala menor. O ozono não se mantém muito tempo na água. No entanto, formam-se no processo, subprodutos contaminantes, que se mantêm na água tratada.

O sistema de desinfecção por ultravioletas é uma tecnologia mais recente que não produz quaisquer resíduos tóxicos e apresenta ótimos resultados na destruição de vírus e bactérias, sendo considerada atualmente como a solução mais adequada para um tratamento terciário. Neste processo o efluente é exposto a uma luz ultravioleta de um determinado comprimento de onda e intensidade durante um determinado intervalo de tempo. A eficácia deste processo, depende da intensidade da luz ultravioleta, o tempo de contacto e a turbidez do efluente. A radiação ultravioleta não consegue penetrar sólidos, daí existir a possibilidade da remoção microbiana não ser completa, se o efluente apresentar teores elevados de sólidos em suspensão. Alguns locais apenas utilizam a radiação ultravioleta, para efluentes com baixo teor em sólidos (Tchobanoglous *et al.*, 2003).

2.13 Cultivo semi-contínuo

O processo semi-contínuo é caracterizado pela retirada parcial do meio de cultivo com algas e reposição de um meio de cultura sem células. Esse procedimento é normalmente realizado quando as microalgas ainda estão na sua fase inicial de crescimento e estão propícias a crescer de maneira exponencial, colocando o cultivo em um ciclo teoricamente sem limites. A repetição de diluições em dias consecutivos permite remover grande quantidade de biomassa algácea, e no dia seguinte, dispor da mesma quantidade teoricamente para colher. Isso torna os cultivos semi-contínuos muito

produtivos e uma das melhores formas para obter biomassa constantemente. É necessário ter imenso cuidado com as manipulações deste tipo para diminuir o risco de contaminação.

2.14 Colheita

Após o crescimento das microalgas, poderá seguir-se uma fase de colheita, onde se faz a separação da biomassa do meio de cultura (líquido) onde se encontram (Lam e Lee, 2012). Quase todos os métodos de produção de biomassa algal originam soluções diluídas, com 0,02 a 0,05% de sólidos. Sendo estes organismos microscópicos e se encontrarem em concentrações muito diluídas, a sua colheita e consequente separação, é um processo com elevados gastos energéticos que constituiu sempre um constrangimento à exploração em larga escala de culturas de biomassa algal. A maioria dos processos de colheita apresenta diversas desvantagens como custos muito elevados e contaminações com agentes floclulantes que impossibilitam a utilização dessa biomassa para alimentação (Poelman *et al.*, 1997).

Os processos convencionais utilizados para a colheita de microalgas podem constituir mais de 30% do custo total da biomassa algal e são geralmente realizados em duas fases. Primeiro as microalgas em suspensão são aglutinadas, normalmente por processos de sedimentação natural, floclulação ou flotação e seguidamente concentra-se a biomassa por processos de filtração ou centrifugação. A escolha do método depende da dimensão da cultura, da espécie, da densidade celular, das condições em que a cultura é produzida e do mercado e valor comercial do produto final (Demirbas, 2010).

2.14.1 Centrifugação

Este método é extremamente eficiente para separar a biomassa da água. A centrifugação permite atingir uma elevada taxa de separação, cerca de 90%, sendo o resultado deste método, uma biomassa com baixo teor de humidade. Nem tudo são vantagens neste processo. O alto consumo de energia e a necessidade de uma manutenção contínua revelam-se as maiores desvantagens da centrifugação.

2.14.2 Flotação

Operação que consiste na injeção de ar na água, promovendo o arraste das células por microbolhas formando uma espuma com alta concentração de biomassa à superfície, que é posteriormente removida. Apesar de não necessitar de adição de elementos químicos, ao contrário de outros métodos, possui a desvantagem de ser um processo caro, devido ao custo elevado dos sistemas de injeção de ar.

2.14.3 Filtração

A filtração é um processo físico de separação de partículas sólidas em suspensão num

fluido, com o recurso a um filtro ou membrana onde os sólidos ficam retidos. As membranas caracterizam-se por serem eficientes e seguras neste processo, no entanto para a colheita de biomassa algal podem revelar-se insatisfatórias por se tornar um método demorado. As membranas vão colmatando durante o processo de separação devido à adsorção, ao aumento da concentração dos compostos na superfície da membrana e ao entupimento dos poros. Existem alguns métodos que podem ser usados para evitar a colmatção dos poros, tais como utilizar fluxo cruzado em vez de filtração frontal, trabalhar com velocidades elevadas e escolher um sistema que induza instabilidade perto da superfície da membrana. Para microalgas com estruturas frágeis deverá ser selecionado um sistema de bombagem adequado, já que este método induz uma elevada tensão de corte nas células, tal como sucede com a centrifugação.

Um sistema amplamente utilizado na colheita de células é o processo de filtração com fluxo tangencial (TFF), no qual o fluxo principal é paralelo à membrana filtrante e perpendicular ao fluxo permeado (Pires *et al.*, 2012).

Este método apresenta elevados custos de manutenção, devido à substituição das membranas e à bombagem, consumindo bastante energia (0,3 a 2 kWh.m⁻³). No entanto, já é utilizado em larga escala (Abdelaziz *et al.*, 2013).

2.14.4 Floculação

A floculação é uma técnica para aumentar o tamanho dos agregados de células que tendem a depositar posteriormente por gravidade, facilitando a sua separação do meio onde se encontram. Usualmente é adicionado um composto ao meio (o floculante) que perturba a estabilidade das partículas em suspensão, incluindo os microrganismos, levando a que estas se agreguem (Suali & Sarbatly, 2012).

A floculação pode ser atingida de diferentes formas: floculação química, bio floculação e eletrofloculação. É um processo muito utilizado nas culturas de microalgas, por ser simples, rápido e apresentar custos muito mais reduzidos do que outros métodos de colheita (Pires *et al.*, 2012). O seu uso é, no entanto, limitado devido à contaminação da biomassa, dependendo assim da aplicação subsequente da mesma.

A floculação permite atingir eficiências de colheita superiores a 90% e densidades de biomassa da ordem dos 15 g/l e, para além disso, caracteriza-se por ser um processo operacional simples e de baixos custos, fatores importantes para a produção de biocombustíveis (Pires *et al.*, 2012).

Se o objetivo for produzir microalgas para biocombustível, os floculantes mais eficazes são os de elevado peso molecular, normalmente polímeros, e podem ser naturais ou sintéticos (Suali & Sarbatly, 2012). O processo torna-se mais eficiente quando é introduzido na cultura um coagulante que se encontra eletricamente carregado com carga positiva. Isto sucede porque as células das microalgas têm sempre carga negativa o que leva a que se repilam umas às outras ficando em suspensão por longos períodos de tempo, mesmo sem agitação. O coagulante positivamente carregado vai neutralizar as cargas das microalgas. Desta forma, quando é introduzido o floculante, este irá

promover a aglomeração entre as células neutralizadas e a criação de flóculos densos que depositam naturalmente pela ação da gravidade (de Godos *et al.*, 2011).

Se o objetivo for a indústria alimentar e farmacêutica, um outro flocculante que tem vindo a ser testado é a quitosana, um subproduto da indústria do camarão e caranguejo, produzido a partir da quitina das carcaças destes animais. Já é amplamente utilizado em diversas indústrias, como a alimentar, química e farmacêutica, pois é um produto não tóxico e um polímero policatiónico biodegradável, que já provou ser promissor como flocculante de microalgas (Abdelaziz *et al.*, 2013).

2.15 Secagem

Secagem é um bom método para conservar as microalgas durante muito tempo, por períodos de até 1 ano (Chisti, 2012). Esta etapa pode ser realizada por processos mecânicos, como o uso de máquinas térmicas para realizar uma secagem rápida e controlada, mas com custos energéticos, ou por processos naturais, como ventilação natural, estando exposto ao ar ambiente, contudo esta situação não apresenta custos energéticos, mas incrementa o risco de contaminação e é um processo mais demorado. A secagem deve ser feita, até 4 horas após a colheita. Se for feita uma secagem por aquecimento mecânico, não se deve exceder a temperatura de 50 °C para evitar destruir os elementos e minerais essenciais (Chisti, 2012).

DIMENSIONAMENTO

3.1 *MONITORIZAÇÃO*

3.2 *CONFIGURAÇÃO RACEWAY*

3.3 *MEIO DE ESCOAMENTO DA CULTURA*

3.4 *PH E CO₂*

3.5 *TEMPERATURA E LUMINOSIDADE*

3.6 *COLHEITA*

3.7 *ENCHIMENTO*

3.8 *SECAGEM*

3.9 *DESENHOS TÉCNICOS*

3 DIMENSIONAMENTO

3.1 Monitorização

A monitorização deste género de cultivo é referida, por tópicos, na tabela 13. Esta apresenta os inputs e outputs, assim como os pontos essenciais no decorrer do processo de cultivo das microalgas. Neste capítulo do dimensionamento serão apresentados os equipamentos, desenhos e escolhas relativas à construção e tipo de sistema de cultivo, ao motor e meio de escoamento, às técnicas de controlo de parâmetros importantes ao desenvolvimento das microalgas, colheita e realimentação do meio aquoso e à secagem das microalgas.

Tabela 13 - Monitorização do processo

Monitorização do processo		
Sinais de entrada	Parâmetros de controlo	Sinais de saída
Localização e clima	Perdas de água	Produção de biomassa
Tipo de sistema	Temperatura	Consumo de CO ₂
Espécie de microalgas	Fator de luminosidade	Consumo de água e nutrientes
Composição da água de cultura	pH controlo	Consumo de energia
Concentração inicial	Grau específico de crescimento	
	Balancos mássicos	
	Balancos energéticos	

3.2 Configuração do *raceway*

O sistema de cultivo utilizado é o *raceway open pond*, sistema aberto como mencionado no capítulo 2, secção 2.4.2 anterior.

Este sistema consiste num tanque, com o *design* ilustrado nas Fig. 7 e Fig. 8 para identificação dos constituintes. Dimensões do projeto e restantes constituintes do *raceway*, consultar desenhos técnicos em 2D, secção 3.9.

A construção do *raceway*, da base, das paredes de fronteira, da divisão central e de ambas barreiras defletoras, é feita à base de cimento revestido com membranas plásticas resistentes à luz ultravioleta, como o policloreto de vinilo (PVC). Este revestimento tem a espessura de 1-2 mm (Chisti, 2012).

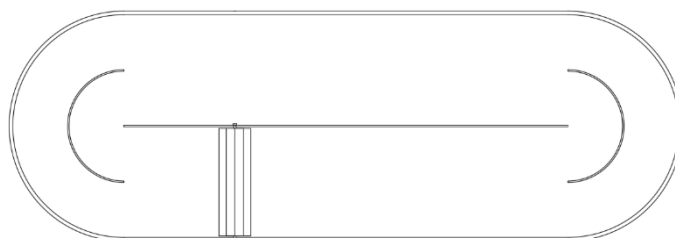


Figura 7 - Raceway projetado

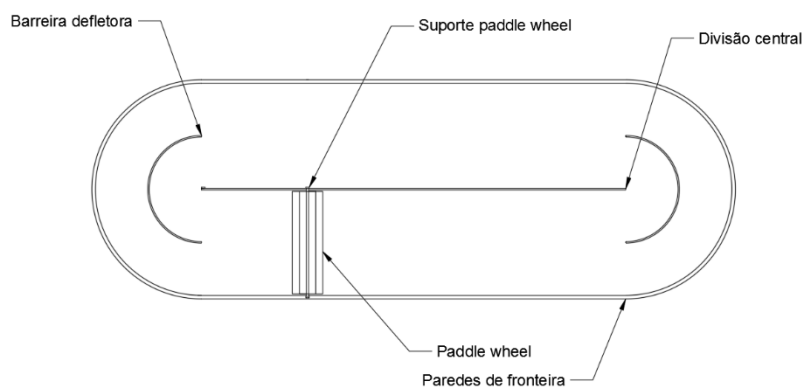


Figura 8 - Identificação dos constituintes do *raceway*

O volume, está relacionado com a área de superfície de cultivo e com a profundidade do meio de cultivo do tanque, Eq. (1):

$$V = A * h$$

(Equação 1)

Pretende-se que o volume útil do tanque seja de 3,8 m³, pelo que, a área de superfície de cultivo é dada pela Eq. (2):

$$A = \pi r^2 + p * q$$

(Equação 2)

$$A = 25 \text{ m}^2$$

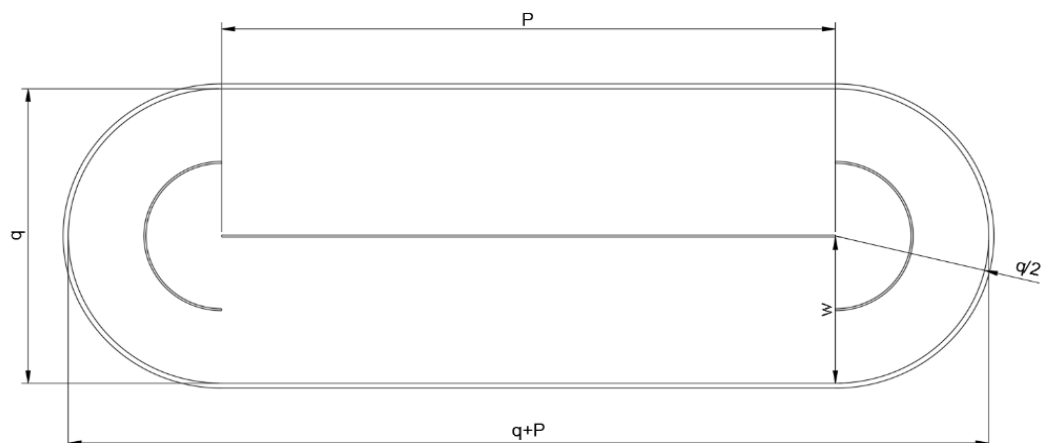


Figura 9 - Legenda do raceway para cálculos

Como o rácio p/q é relativamente baixo, no valor de 2 (Chisti, 2012 sugere valor 2 a 8 como sendo baixo), o escoamento vai sofrer interferências nos extremos do canal. Para evitar estas interferências, também denominadas de zonas mortas, é colocada uma barreira defletora em cada ponta. Assim elimina-se maior parte das zonas mortas (Mendoza et al., 2013a).

Através de uma simulação em computador, *Fluente*, para escoamentos, é possível comparar a formação de zonas mortas (ilustradas a azul) de um *raceway* simples (Fig.10) e de um *raceway* com barreiras defletoras em ambas extremidades (Fig.11).

A Fig.11 revela uma diminuição das zonas mortas e como consequência uma maior uniformização do escoamento, que por sua vez, irá facilitar a penetração da luz, levando a um incremento da produtividade e rendimento do sistema.

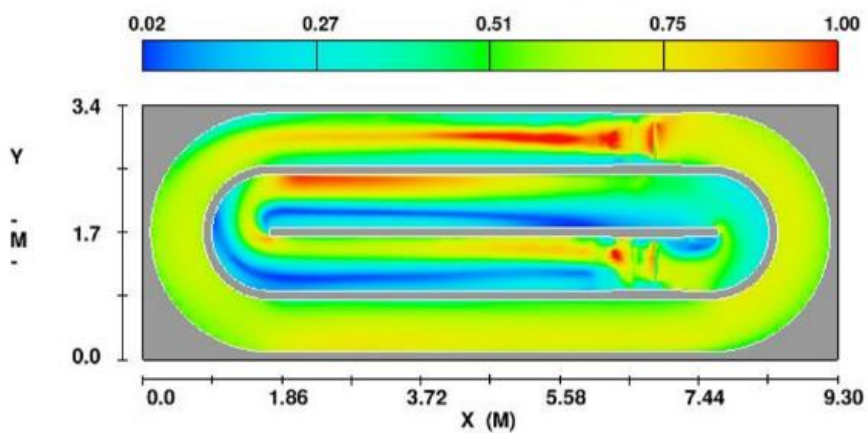


Figura 10 - Raceway simples, zonas mortas (relação velocidade e profundidade)

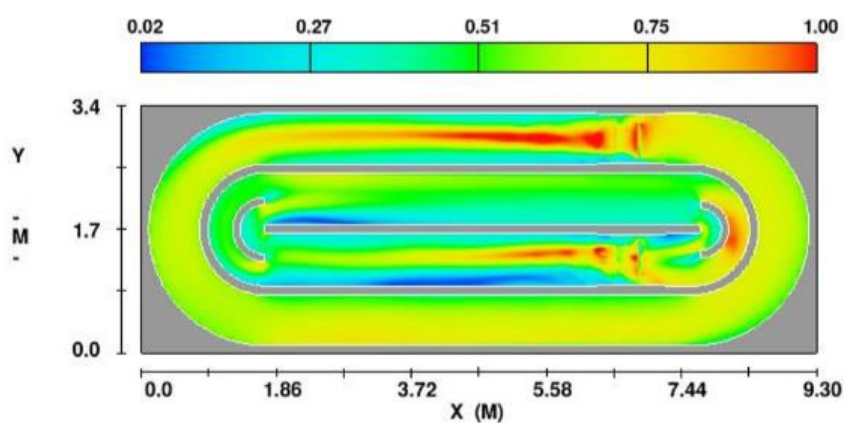


Figura 11 - Raceway com barreias defletoras, zonas mortas (relação velocidade e profundidade)

A reposição do meio de cultura e a sua extração para colheita da biomassa são duas etapas importantes no dimensionamento de uma instalação tipo *raceway*. A extração do meio de cultura do *raceway*, está localizada antes do *paddlewheel* e a reposição, após o mesmo, Fig. 12. A reposição ou enchimento, é realizada desta forma para permitir que ocorra uma mistura imediata quando o meio de cultura é introduzido no *raceway* com o sentido do escoamento ilustrado na própria Fig.12.

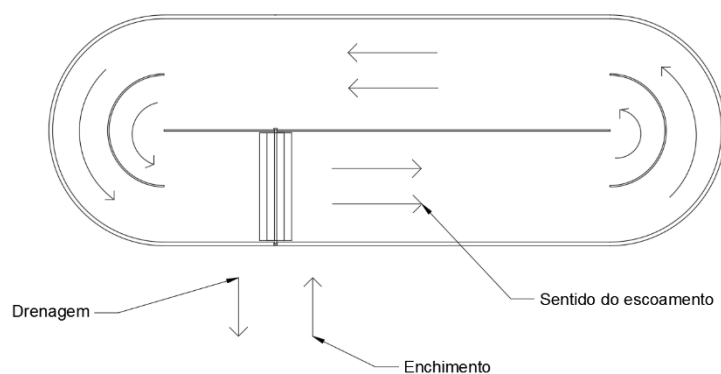


Figura 12 - Orientação dos fluxos no raceway

3.3 Meio de escoamento da cultura

O escoamento no *raceway open pond*, denominado por *paddlewheel*, precisa de ser turbulento para manter as células em suspensão para assim facilitar a penetração da luminosidade, a remoção de oxigénio gerado por fotossíntese e prevenir a estratificação térmica. A turbulência depende do número de Reynolds, Re , definido pela Eq. (3):

$$Re = \rho u d h / \mu$$

Equação 3

Na Eq. (3), ρ é a densidade da cultura, u corresponde à velocidade média do escoamento, $d h$ é o diâmetro hidráulico, e μ é a viscosidade da cultura.

O diâmetro hidráulico, $d h$, é determinado pela seguinte equação:

$$d h = 4 w h / (w + 2 h)$$

Equação 4

Na Eq. (4), w é a largura do canal e o h é a profundidade da cultura.

O valor de Re , geralmente, tem que ser superior a 4000 (Chisti, 2012), porém é usado um critério mais elevado para garantir a turbulência, de 8000 (Chisti, 2012).

Para determinar a potência consumida pelo *paddlewheel* para gerar escoamento a uma determinada velocidade u no *raceway* é calculada através da Eq. (5):

$$P = (1.59 \rho A g u^3 f_M^2) / (e d h^{0.33})$$

Equação 5

Onde A (m^2) é a área de superfície do *raceway*, ρ (kg/m^3) é a densidade da cultura, g ($9,81 m/s^2$) é a aceleração gravítica, $d h$ é o diâmetro hidráulico do *raceway*, f_M é o fator de rugosidade e e é a eficiência do motor.

Valores típicos de f de $0.012 s.m^{-1/3}$ para construção de cimento e revestimento com PVC (Chisti, 2012). O valor de e é aproximadamente 0.17 para um *paddlewheel* (Borowitzka, 2005) localizado num *raceway* com fundo liso.

Na prática, num *raceway open pond*, a velocidade de escoamento é pelo menos de $0,2 m s^{-1}$ para assegurar que a velocidade nos vários pontos do *raceway* é sempre maior que $0,1 m s^{-1}$ (Becker, 1994). Este *raceway* irá operar a uma velocidade de $0,25 m s^{-1}$, pelo que o Re será aproximadamente de 125,000.

Para o *raceway* de $3,4 m^3$, $25 m^2$, $1,5 m$ de largura, $0,15 m$ de profundidade de cultura, com uma velocidade de $0,25 m s^{-1}$, o *paddlewheel* terá que garantir uma potência superior a 2 W. Sendo que durante a noite é possível reduzir os consumos energéticos baixando a velocidade e por sua vez a potência de modo a que não seja inferior a 0,5 W (Mendoza et al, 2013a).

O motor que irá proporcionar movimento ao *paddlewheel* deve garantir o intervalo de potência 0,5 – 3 W. É escolhido, devido à sua baixa potência, um motor de micro-ondas com o consumo máximo de 3 W e 5 RPM, Fig. 13 e anexo 1.



Figura 13 - Motor micro-ondas para *paddlewheel*

O *paddlewheel* tem o formato evidenciado na Fig. 14, constituído por um veio furado onde é acoplado o motor, um disco de diâmetro 200 mm com 3 mm de espessura, 8 pás retangulares de 1400x280x3, soldadas por TIG, no disco.

Este disco de 200 mm é acoplado a um veio com 30 mm diâmetro e 1570 mm de comprimento, que por sua vez, é acoplado, por via de um furo, ao motor referido anteriormente.

O material de construção deste mecanismo é o aço inoxidável 316, com elevada resistência à corrosão e longa vida de operação.

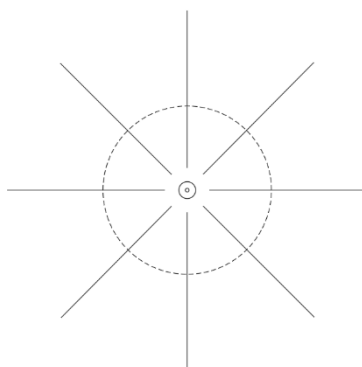


Figura 14 – Vista lateral *paddlewheel*, disco, veio e 8 pás, AutoCAD

3.4 pH e CO₂

O símbolo pH tem o significado físico-químico de potencial de hidrogénio iónico. Esta grandeza indica a acidez, neutralidade ou alcalinidade de uma solução aquosa.

O pH pode ser determinado usando um medidor de pH, também conhecido como pHmetro, que consiste num eléctrodo acoplado a um potenciómetro. Este medidor de pH é um milivoltímetro com uma escala que converte o valor de potencial do eléctrodo em unidades de pH. Este tipo de eléctrodo é conhecido como eléctrodo de vidro, que na verdade, é um eléctrodo do tipo "ião seletivo".

O pH pode ser determinado indiretamente pela adição de um indicador de pH na solução em análise (muito usual em aquários). A cor do indicador varia conforme o pH da solução. A maior parte dos indicadores que existem no mercado são a fenolftaleína, o alaranjado de metila e o azul de bromofenol.

Em relação aos medidores de pH mais usuais é possível optar por dois tipos, temos então um medidor que está em constante contacto com a substância e a partir daí obtemos medições constantes e precisas, tanto do pH como da temperatura, mas tem os inconvenientes de ter uma maior dimensão e um custo elevado. O outro modelo de medidor de pH não é tão robusto, tem a contrapartida de não estar em constante contacto com a substância, tendo de ser inserido no tanque até obtermos um valor no ecrã e de seguida tem de ser retirado. As suas grandes vantagens são a sua menor dimensão e o seu custo que chega a ser três vezes menor.

Neste raceway é utilizado o medidor de pH PCE-PH 22 da PCE instruments, Fig.15, especificações no anexo 2.



Figura 15 - Medidor de pH,
PCE-PH 22 da PCE
instruments

Cabe ao operador realizar as injeções de CO₂ para o *raceway* assim que o pH sair dos intervalos 8 - 11 para a *Spirulina* e 5 – 7.5 para *Chlorella*.

Como num vulgar processo de fotossíntese, as microalgas presentes no meio de cultura necessitam de dióxido de carbono para, através da luz solar, produzirem oxigénio. Sem o CO₂, as plantas são incapazes de realizarem este metabolismo normal e morrem rapidamente. É um composto que faz parte da nossa atmosfera e além disso dissolve-se muito facilmente na água.

Desta forma, tornou-se necessária a aquisição de uma botija de dióxido de carbono que, acoplado a um manómetro, uma mangueira e um difusor submersível, formam um sistema de injeção de dióxido de carbono diretamente no meio de cultura. Esta injeção poderia ser acionada sempre que o operador assim o entender visto ser possível através do manuseamento das botijas.

O equipamento escolhido para o fornecimento do CO₂ é o *Eco Kit Classic 2 L* da marca *Eco arium*, Fig. 17 e anexo 3.

Os difusores são do modelo TUBE-65-580 da marca BLOWTAC, Fig. 16 e anexo 4.



Figura 17 - *Eco Kit Classic 2 L*, *Eco arium*



Figura 16 - TUBE-65-580 da marca BLOWTAC

A injeção de CO₂ na cultura é realizada a partir de difusores de gás microporoso (Fig.10) que são usados em *raceways* para fornecer dióxido de carbono sob a forma de bolhas finas (Chisti, 2012). Três difusores de dióxido de carbono são colocados em intervalos ao longo do trajeto do fluxo na parte inferior do *raceway*. Os difusores deve ser facilmente removíveis do tubo de distribuição de gás para limpeza e substituição.

De salientar que este fornecimento será regulado, pois a sua concentração depende de espécie para espécie de alga, sendo que umas necessitam de maior quantidade do que outras.

3.5 Temperatura e luminosidade

Após a análise da bibliografia existente, Capítulo 2, sobre temperaturas de cultivo das microalgas e radiação, conclui-se que a temperatura ideal para o rápido crescimento das microalgas será no intervalo entre os 25 e os 30 °C. A iluminação solar e artificial, através do calor por elas libertada, podem não ser suficientes para colocar o meio de cultura nesse intervalo de temperaturas.

Para solucionar este défice de aquecimento e luminosidade, ambos fatores essenciais ao crescimento das microalgas, optou-se pela instalação de 20 metros de mangueira LED com 20 W m⁻¹ de consumo. É instalada uma mangueira, em todo o perímetro da divisão central e outra junto das fronteiras do *raceway*, uniformizando assim a luminosidade em todo o canal.

Para controlar a temperatura, é usado o medidor de pH PCE-PH 22 da PCE instruments, Fig. 15, pois este aparelho também permite medir temperaturas entre os 5 °C negativos e os 80 °C positivos.

Para controlar a luminosidade induzida pelo sistema LED e pela radiação solar, é usado o modelo *Milwaukee MW700 da Test Equipment Depot*, Fig. 18 e anexo 5. Este aparelho é submersível e consegue captar entre os 0 - 50.000 lux, sendo que, para as microalgas, o valor da luminosidade situa-se entre os 2000 e 3000 lux. Como o sistema LED está localizado no fundo da cultura, um aparelho submersível é essencial, para um controlo mais eficaz.



Figura 18 - Luxímetro Milwaukee MW700 da Test Equipment Depot

3.6 Colheita

Apesar das microalgas terem finalidades diferentes, *Spirulina* para alimentação humana e animal, a *Chlorella* para bio combustíveis, o método de colheita é o mesmo, tratando-se da floculação. O que varia é o floculante. No caso da *Spirulina*, o floculante é a quitosana, como referido no Capítulo 2, secção 2.14. Para a *Chlorella* o floculante é a liga de alumínio.

Considerando os seguintes tópicos, pode-se definir como se vai proceder a colheita das microalgas:

- Raceway com capacidade de 3.8 m³
- Período de 20 dias de germinação, 1 ciclo
- Floculação é realizada em um depósito a parte
- Floculação demora cerca de 15 minutos
- Necessita de bomba para sucção

Analisando as condições anteriores, recorre-se ao dimensionamento e instalação de uma bomba, que irá realizar a drenagem do *raceway* para um depósito, tipo caixa de água, com capacidade máxima de 2,0 m³, Fig. 19 e anexo 6.



Figura 19 - Depósito tipo caixa de água, 2000 litros

A bomba opera num regime de 1.8 m³/h, o que equivale a duas extrações, até o processo ficar totalmente concluído. Após cada colheita, fecha-se a válvula de corte e aplica-se o floculante apropriado, dependendo da microalga. Cada operação demorará cerca de uma hora e quinze minutos, num total de duas horas e trinta minutos. Após a colheita da biomassa estar terminada, o depósito é lavado e enchido com águas residuais tratadas, para realizar o enchimento do *raceway*, processo descrito na secção 3.7.

A bomba que irá realizar a drenagem, é o modelo *universal 2400 da EHEIM*, as características são disponibilizadas no anexo 7.



Figura 20 - Bomba universal 2400 marca EHEIM

A instalação destas bombas, depósito e tubagens pode ser consultado na secção 3.10

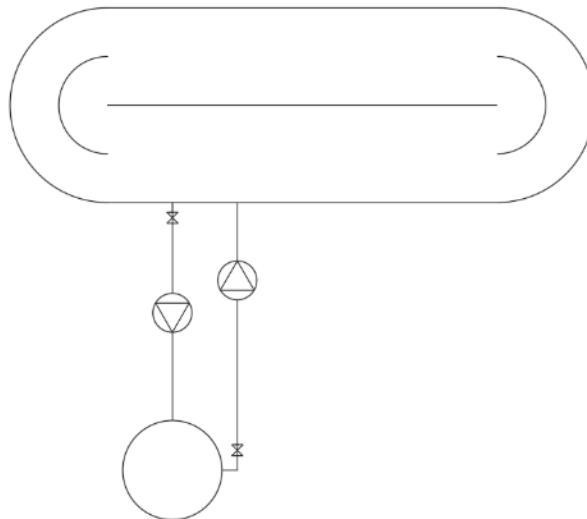


Figura 21 - Desenho esquemático da instalação das bombas

As tubagens instaladas são da *Schulz*, são em PVC com 32mmx3. Estão dimensionadas para suportar um caudal de 2,0 m³/h mas irão operar com um caudal de 1,8 m³/h ou 0,53 l s⁻¹. O rotâmetro é instalado após a bomba para controlar esta redução de caudal, Fig. 22 para o Rotâmetro.

A tubagem total de drenagem possui 2,820 metros e alguns acessórios, nomeadamente, uma válvula de retenção, uma curva de 90°, dois suportes da Armafix da Pinto&Cruz para tubagens e duas uniões redutoras, consultar secção 3.9 para desenhos técnicos. Especificações sobre tubagens e acessórios, consultar anexo 8.

A bomba *universal 2400 da EHEIM* está dimensionada para vencer os 3,6 mca que este sistema implica.



Figura 22 - Rotâmetro para os dois sistemas de tubagens

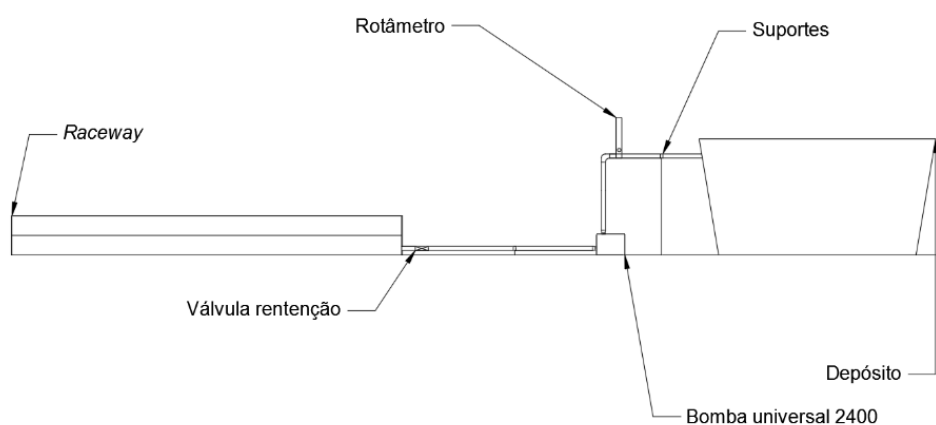


Figura 23 - Instalação drenagem, identificação componentes

3.7 Enchimento

Após a colheita no depósito estar terminada, procede-se ao enchimento do depósito com o meio de cultivo, ou seja, águas residuais tratadas como referido no Capítulo 2, secção 2.12.

O processo de enchimento do *raceway* é efetuado por 2 etapas, cada uma com $1.8 \text{ m}^3/\text{h}$, de forma a atingir o total de $3,8 \text{ m}^3$.

No primeiro enchimento, será também administrado o inóculo contendo biomassa pura de microalgas, com cerca de 0.4 m^3 .

Este enchimento será proporcionado por uma bomba *universal 2400 da EHEIM*, Fig. 22 e anexo 8, igual à bomba dimensionada na secção anterior, operando no sentido oposto.

A tubagem de enchimento, é igualmente da *Schulz*, contem os acessórios: válvula de retenção, duas curva 90° , um rotâmetro e duas uniões redutoras, quatro abraçadeiras Armafix da Pinto&Cruz, num total de 2,920 metros e 4 mca, secção 3.9 para desenhos técnicos. Como a bomba irá operar em $1,8 \text{ m}^3/\text{h}$, não no máximo ($2,4 \text{ m}^3/\text{h}$ com H_{max} de 3,8 mca), consegue vencer os 4 mca.

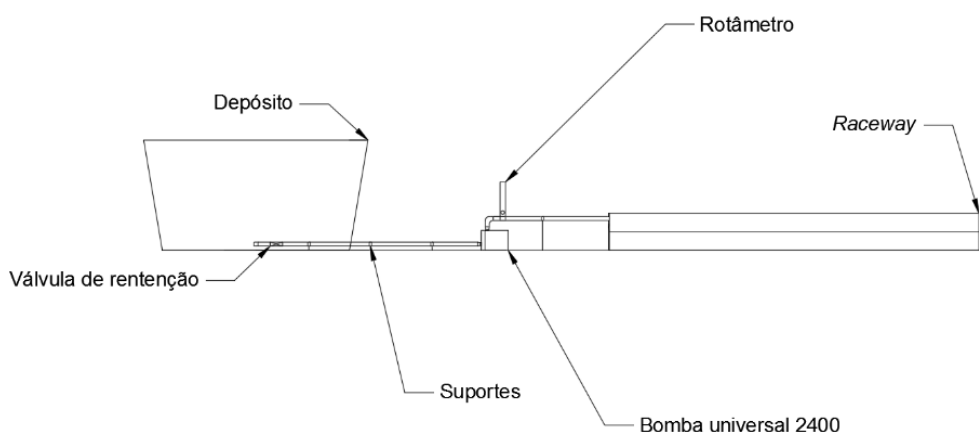
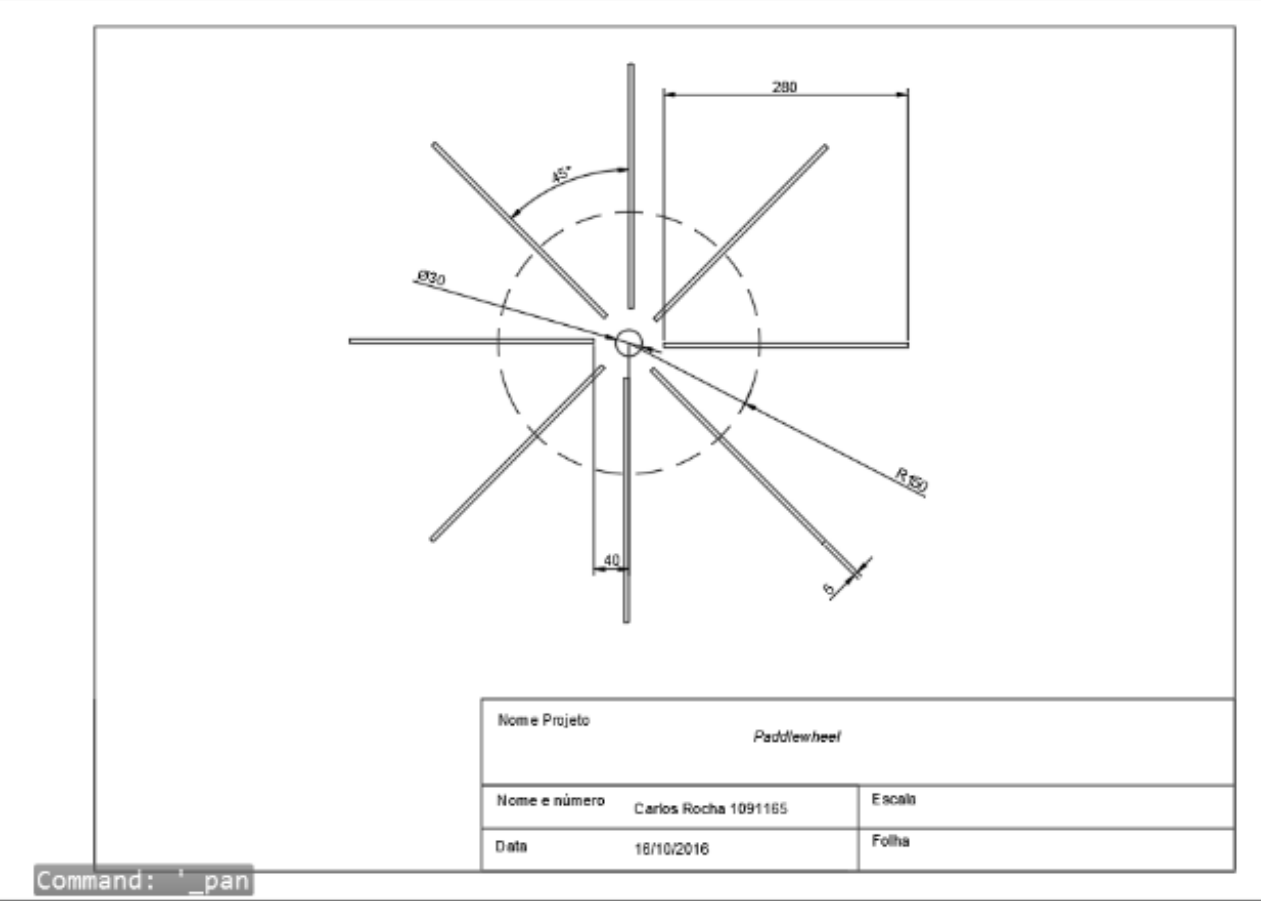


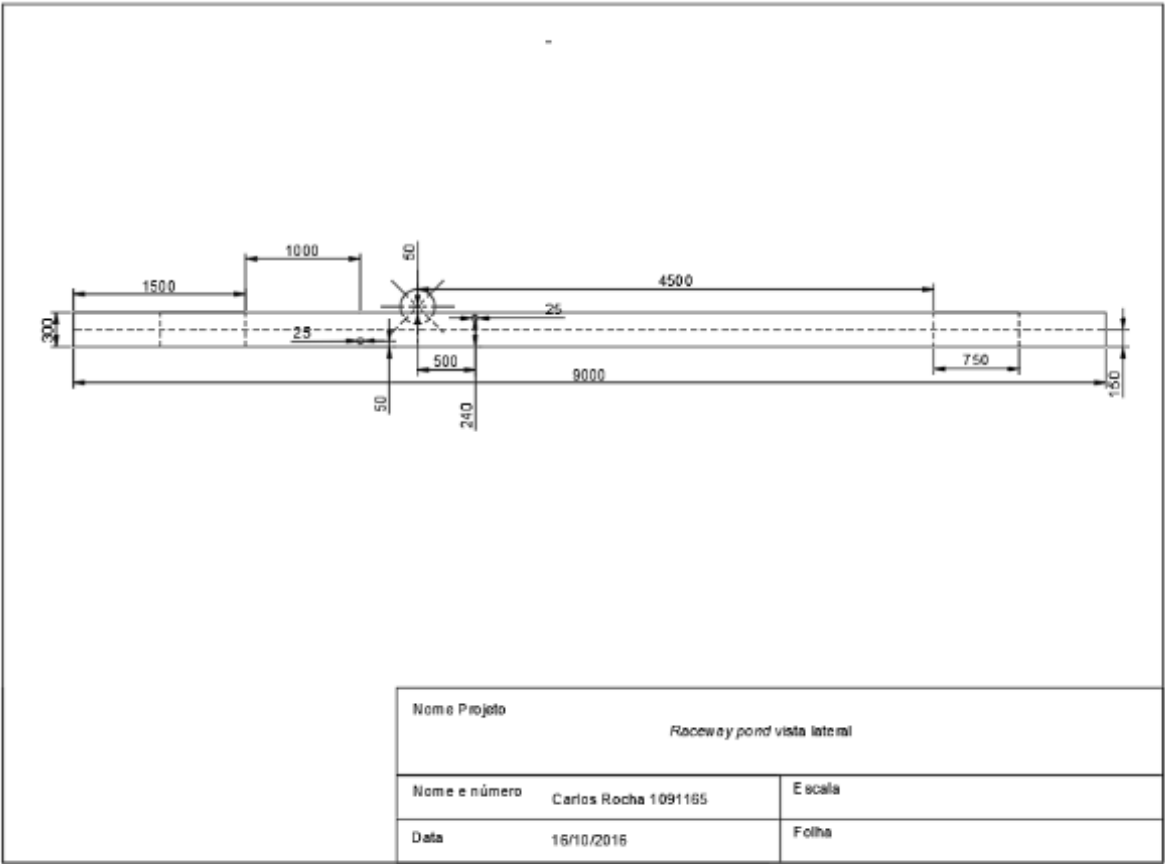
Figura 24 - Instalação de enchimento, identificação de componentes

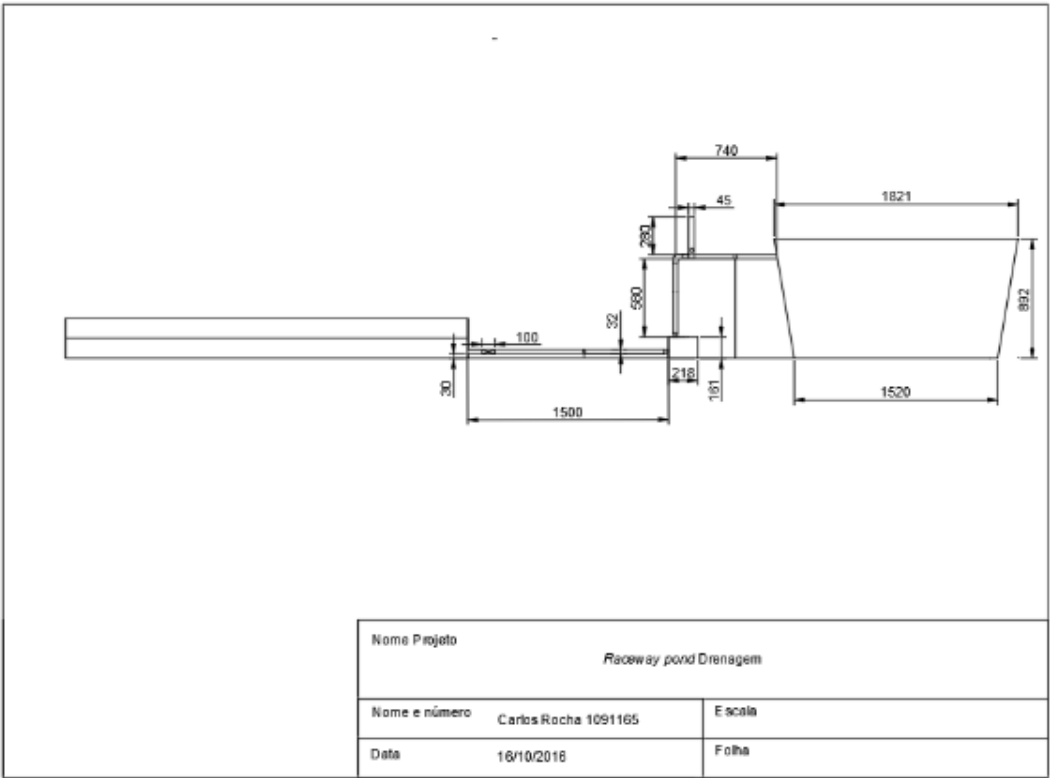
3.8 Secagem

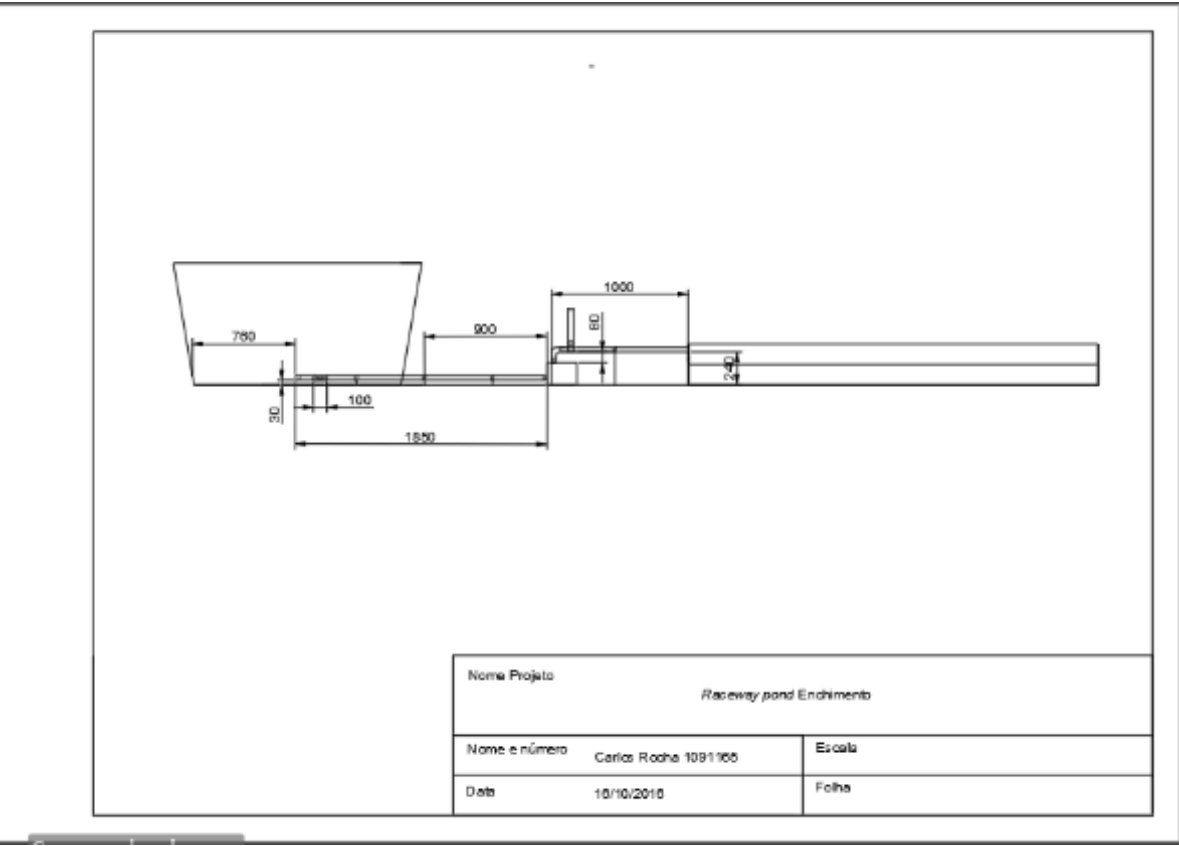
As microalgas, após colheita, são inseridas em prateleiras revestidas com malha plástica, dentro de uma mini estufa 1500x2000x500, com o propósito de permitir a secagem das microalgas sem o risco de contaminações e sem gastos energéticos.

Após secagem, as microalgas devem ser partidas ou esmagadas, usando luvas ou equipamentos, que evitem o contacto com as mãos humanas, diretamente. Sob estas condições, os nutrientes da *Spirulina platensis* e da *Chlorella vulgaris* são preservados. A *Spirulina platensis*, apenas deve ser reidratada, se for para consumo imediato.









CONCLUSÕES

4.1 CONCLUSÕES

4.2 TRABALHOS FUTUROS

4 CONCLUSÕES

Este trabalho consistiu no dimensionamento de uma instalação tipo *raceway pond* para o cultivo de dois tipos de microalgas, *Spirulina platensis* e *Chlorella vulgaris*, com fins alimentares e para bio combustíveis, respetivamente.

Este projeto tornou-se numa experiência enriquecedora pelo fato de abordar várias disciplinas para a elaboração do sistema de cultivo e de produção de microalgas.

A escolha deste tema, dentro das hipóteses sugeridas, deve-se ao interesse por temas com futuro que visam a utilização de recursos naturais, o fato de o tema ser pouco divulgado também tem peso na decisão.

Em termos de projeto, é de salientar a dificuldade em solucionar o controlo sobre os vários parâmetros para o crescimento das microalgas, devido à falta de uma parte prática.

Os métodos e equipamentos escolhidos tem a orientação para o baixo custo, torna-se assim, a instalação de todo o sistema, num processo económico. Uma estimativa apenas para a construção do *raceway pond*, sem equipamentos de medição, controlo e bombeamento, indica um custo aproximado de 300 euros, tendo em conta que, o *paddlewheel*, é o componente mais dispendioso. A instalação completa, ronda o valor de um milhar. Custo acessível em comparação a um sistema de bio reator fechado, em que o custo de instalação rondaria os vários milhares.

O custo das microalgas está entre os 4 – 5 euros/kg até 400 euros/kg, sendo que, é possível produzir 20 toneladas por ano com despesas reduzidas de 0,5 euros/kg.

4.1 TRABALHOS FUTUROS

A melhor ideia para um trabalho futuro é a implementação de todo o sistema em um processo automático, controlo por sensores, colheita programada, enchimento automático. O operador fica responsável pela verificação e manutenção diária do sistema, e recolha/tratamento da biomassa.

Um projeto prático, onde seja possível aplicar estes meios de controlo e analisar o resultado, caso fosse necessário, alterar de modo a obter melhor eficácia de controlo.

Caso a instalação da mangueira LED não seja suficiente para aquecer o *raceway*, visto que não foram encontrados dados sobre este tipo de solução térmica nem houve oportunidade de realizar testes, é sugerida a instalação de resistências térmicas submergíveis (estas são muito utilizadas em aquários). O modelo escolhido é o A754 *Elite Submersible Heater*, 300W da marca *Hagen*, anexo 9, uniformemente instaladas, 4 resistências ao longo do canal.

Melhorar o sistema de luminosidade, pois este sistema com mangueira LED, para além de dispendioso, torna-se incerto devido à área do *raceway* em comparação à luminosidade emitida.

BIBLIOGRAFIA E OUTRAS FONTES DE INFORMAÇÃO

5.1 ARTIGOS DA INTERNET

5 BIBLIOGRAFIA E OUTRAS FONTES DE INFORMAÇÃO

Andersen, R. (1992). Diversity of eukaryotic algae. *Biodiversity & Conservation*, 1(4), 267-292

Abdelaziz, A.E., Leite, G.B. e Hallenbeck, P.C. (2013B); Addressing the challenges for sustainable production of algal biofuels: II. Harvesting and conversion to biofuels, *Environmental Technology*, Vol. 34, Nos. 13–14, 1807-1836

Becker, E.W., In: Baddiley et al., editors. (1994) *Microalgae: biotechnology and microbiology*, Cambridge University Press, 293 pp, ISBN 0-521-35020-4

Benemann, J. R. (1996). Systems and economic analysis of microalgae ponds for conversion of CO₂ to biomass. 4th Quarterly technical progress report. Conference: US/Japan meeting on coal energy research, Albuquerque, NM (United States), 26-30 Sep 1994; Other Information: PBD: 28 Dec 1994; Medium: ED; Size: 9 p.

Borowitzka, M. A. (1999). "Commercial production of microalgae: ponds, tanks, tubes and fermenters." *Journal of Biotechnology* 70(1-3): 313-321.

BECKER, W. Microalgal in human and animal nutrition. In: RICHMOND, A. (Ed) *Handbook of microalgal culture: biotechnology and applied phycology*. London: Blackwell Science, 2004. P.312-351.

Borowitzka, M. A. (2005). Culturing microalgae in outdoor ponds. In I. R. A. Andersen (Ed.), *Algal culturing techniques* (pp. 205–218). New York: Elsevier.

Brennan, L. and P. Owende (2010). "Biofuels from microalgae—A review of technologies for production, processing, and extractions of biofuels and coproducts." *Renewable and Sustainable Energy Reviews* 14(2): 557-577.

Chisti, Y. (2007) Biodiesel from microalgae, *Biotechnology Advances*, 25: 294-306

Chisti, Y. (2012). Raceways-based production of algal crude oil. In: C. Posten & C. Walter (Eds.), *Microalgal biotechnology: Potential and production* (pp. 113–146). de Gruyter, Berlin.

Demirbas, A. (2010) Use of algae as biofuel sources, *Energy Conversion and Management*, 51: 2738-2749

de Godos, I., Mendoza, J. L., Acien, F. G., Molina, E., Banks, C. J., Heaven, S., et al. (2014). Evaluation of carbon dioxide mass transfer in raceway reactors for microalgae culture using flue gases. *Bioresource Technology*, 153, 307–314.

Eriksen, N. (2008a). "The technology of microalgal culturing." *Biotechnology Letters* 30(9): 1525-1536.

Erkelens, M., Ball, A. S., & Lewis, D. M. (2014). The influences of the recycle process on the bacterial community in a pilot scale microalgae raceway pond. *Bioresource Technology*, 157, 364–367.

FERNÁNDEZ, I.; ACIÉN, F. C.; FERNÁNDEZ, J. M.; GUZMÁN, J. J.; BERENGUEL, M. Dynamic model of microalgal production in tubular photobioreactors. *Bioresource Technology*, 126, p. 172-181. 2012.

Harwood, J. L., and Guschina, I. A. (2009). The versatility of algae and their lipid metabolism. *Biochimie*, 91(6), 679-684

Hu Q, Guterman H, Richmond A. 1996. A flat inclined modular photobioreactor (FIMP) for outdoor mass cultivation of photoautotrophs. *Biotechnol. Bioeng.* 51: 51-60.

Holman, J. P., 1997; Heat Transfer, McGraw-Hill, 8th edition;

Incropera, F. P., DeWitt, D. P., 1998; Fundamentos de Transferência de Calor e Massa, LTC Editora, 4ª edição;

Lee, R. E. (1989). *Phycology*, (second ed.). Cambridge: Cambridge University Press, pp.645.

Longhurst, A., Sathyendranth, S., Platt, T., and Caverhill, C. (1995). An estimate of global primary production in the ocean from satellite radiometer data. *Journal of plankton Research*, 17(6), 1245-1271

Liang, Y. N., Sarkany, N., and Cui, Y. (2009). Biomass and lipid productivities of *Chlorella vulgaris* under autotrophic, heterotrophic and mixotrophic growth conditions. *Biotechnology Letters*, 31(7), 1043-1049

Lam, M. K., and Lee, K. T. (2012). Microalgae biofuels: A critical review of issues, problems and the way forward. *Biotechnology Advances*, 30(3), 673-690.

Mata, T. M., Martins, A. A., Caetano, N. S. (2010); Microalgae for biodiesel production and other applications: A review; *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, 14: 217–232

Mendoza, J. L., Granados, M. R., de Godos, I., Acien, F. G., Molina, E., Heaven, S., et al. (2013b). Oxygen transfer and evolution in microalgal culture in open raceways. *Bioresource Technology*, 137, 188–195.

Pulz, O. (1992). "Cultivation techniques for microalgae in open and closed ponds." *Proceedings of the 1st European workshop on microalgal biotechnology*. Potsdam, : p 61.

Poelman, E., De Pauw, N. e Jeurissen, B. (1997); Potential of electrolytic flocculation for recovery of micro-algae; *Resources, Conservation and Recycling*, 19: 1-10

Pires, J.C., Alvim-Ferraz, M.C., Martins, F.G. e Simões, M. (2012); Carbon dioxide capture from flue gases using microalgae: Engineering aspects and biorefinery concept, *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, 16: 3043-3053

Richmond, A. (1990). Large scale microalgal culture and applications. In F. E. Round & D. J. Chapman (Eds.), *Progress in phycological research* (Vol. 7, pp. 269–330)., Biopress UK: Bristol.

Richmond, A. (2004). *Handbook of Microalgal Culture: Biotechnology and Applied Phycology*. A. Richmond, Blackwell Science.

Shelp, B. J., & Calvin, D. T. (1980). Photorespiration and oxygen inhibition of photosynthesis in *Chlorella pyrenoidosa*. *Plant Physiology*, 65, 780–784.

Scragg, A. H., Illman, A. M., Carden, A., and Shales, S. W. (2002). Growth of microalgae with increased calorific values in a tubular bioreactor. *Biomass and Bioenergy*, 23(1), 67-73.

Spolaore, P., Joannis-Cassan, C., Duran, E., and Isambert, A. (2006). Commercial application of microalgae. *Journal of bioscience and Bioengineering*, 101(2), 87-92

Suali, E. e Sarbatly, R. (2012); Conversion of microalgae to biofuel, *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, 16: 4316-4342.

Tamiya, H.E.; Hase, E.; Shibata, K.; Mituya, A.; Iwamura, T. (1953). Kinetics of growth of *Chlorella*, with special reference to its dependence on quantity of available light and on temperatures. In: Burlew J. (1953). *Algae Culture: From laboratory to pilot plant*, Growth of algae in mass culture. 205-232.

Tchobanoglous, G.; Burton, F. e Stensel, D. (2003) *Wastewater engineering: Treatment and Reuse*, 4ª edição, McGraw-Hill Science.

Van Etten, J. L., Lane, L. C., & Meints, R. H. (1991). Viruses and virus like particles of eukaryotic algae. *Microbiology and Molecular Biology Reviews*, 55, 586–620.

Weissman, J.C., Tillett, D.M., & Goebel, R.P. (1989). Design and operation of an outdoor microalgae test facility. Report SERI/STR-232-3569. Solar Energy Research Institute, Golden, CO.

5.1 Artigos da internet

Azevedo, R. (2003)

<http://www.naturlink.pt>. [Citação: 20 de Agosto de 2010.]

ANEXOS

6.1 MOTOR MICRO-ONDAS

6.2 MEDIDOR pH

6.3 KIT CO₂

6.4 DIFUSOR CO₂

6.5 LUXIMETRO

6.6 CAIXA DE AGUA

6.7 BOMBA 2400

6.8 ROTÂMETRO

6 ANEXOS

6.1 Motor micro-ondas

<http://www.pigmento.pt/index.php/produtos/microondas/motores-dos-pratos-microondas/motor-girapratos-p-microondas-ac-30v-4w-50-60hz.html>

6.2 Medidor de pH



A digital pH meter with a white body and a blue LCD screen. The screen displays '8.44' and '20.9 °C'. Below the screen are buttons for 'TEMP', 'HOLD', and 'MODE'. The meter has a probe at the bottom.

Características:

- Indicação simultânea do valor de pH e da temperatura: não é necessário dispor dum termómetro separadamente
- Compensação de temperatura automática (ATC) no intervalo de 0 ... +80 °C
- Indicação de temperatura (°C, °F)
- Função min, máx, e retenção de dados (Data-Hold)
- Registrador de dados de 100 valores (recuperáveis no ecrã)
- Resistente à água segundo IP 67
- Calibração automática: poupa-lhe tempo e fornece-lhe uma alta precisão
- Desconexão automática
- Inclui pilhas e instruções de utilização
- Obter as soluções de calibração opcionais

Especificações técnicas

Intervalos de medição	0.0 ... 14.0 pH -5 ... +80.0 °C
Resolução	0.01 pH 0.1 °C
Precisão	± 0.02 pH ± 0.5 °C
Calibração	automática em pH 4,7 ou 10
Compensação de temperatura	-5 ... +80 °C
Ecrã	ecrã LCD de 4 dígitos
Condições ambientais	0 ... + 80 °C / <80 % H.r.
Dimensões	188 x 40 mm
Alimentação	4 pilhas de 1.5 V AAA (incluídas)
Peso	130 g

Imagens de utilização

6.5 Luxímetro

<http://www.testequipmentdepot.com/milwaukee/lightmeters/mw700.htm>

Milwaukee MW700 Lux Lightmeter with Waterproof Probe

- Faster Processor with The New Chipset and Motherboard
- 100% Larger & Easier To Read LED Display
- Probe is fully submersible in fresh or saltwater down to 1 meter
- Smaller, Ergonomic & Lighter Case Design
- Easier & Faster To Calibrate
- Longer Battery Life



Product Information	
Datasheet	254 KB PDF
Calibration and Probe Chart	100 KB PDF
PDF Help	

The Milwaukee MW700 is a portable Lux meter designed to perform light measurements. It is supplied with a light sensor connected to the meter that measures from 0 to 50000 Lux. Average indoor lighting ranges from 100 to 1000 Lux and average outdoor sun lights about 50000 Lux. Lux is a unit that indicates the density of light that falls on a surface.

Specifications	
Range	0 to 50,000 Lux
Resolution	±1 Lux
	±10 Lux
	±100 Lux
Accuracy	±6% of reading
Peak Wave Length	560nm
Sensor type	Silicon Photodiode
Probe	Full Waterproof Probe
Battery Type	9 Volt

Ordering Information			
Model	Description	Buy Online	Price
MW700	Milwaukee MW700 Lux Lightmeter with Waterproof Probe	Buy Now	Sale \$56.66 (Reg. \$69.95)
Included Accessories			
	<ul style="list-style-type: none"> - 1 - 9V battery - 1 - Full Waterproof Probe - 1 - Silicon Photodiode Sensor - 1 - Instruction Manual 		Included

6.6 Caixa de água

<http://www.tigre.com.br/caixa-dagua-2000-litros>

6.7 Bomba para drenagem e enchimento

https://www.eheim.com/es_ES/productos/tecnic/bombas/universal2400

EHEIM universal 2400

Nº de Art. (EAN)	4011708121597
Nº de artículo	1260210
UPC	(-)
Rendimiento bomba (50Hz) por hora desde aprox.	2.400,00 l
Altura bombeo con 50 Hz aprox. (Al máx.)	3,70 m
Consumo eléctrico (50 Hz) aprox.	65,00 Vatios
Ancho	218,00 mm
Alto	161,00 mm
Fondo	116,00 mm
Diámetro de manguera; entrada	28,00 mm
Diámetro de rosca; entrada	3/4 "
Diámetro de manguera; salida	18,00 mm
Diámetro de rosca; salida	3/4 "
Voltaje	230 Voltios
Frecuencia	50 Hz
Enchufe eléctrico	D
Longitud del cable	150 cm
Unidad de embalaje	1 Unidad(es)
Medidas embalaje (Ancho)	26,50 cm
Medidas embalaje (Alto)	13,50 cm
Medidas embalaje (Fondo)	17,00 cm
Agua dulce	sí
Agua salada	sí

6.8 Rotâmetro

<http://www.dhgate.com/store/product/wholesale-lzm-25g-1-10gpm-5-35lpm-series/386357623.html>